MITTHEILUNGEN
AUS DER
BOTANIK.

Inhalt.

Seite

E. Kühn: Zur Entwickelungsgeschichte der Andreaeaceen. Mit Taf. I—X 1

I. Der Vorkeim 4

II. Das beblätterte Stämmchen 12

Die Antheridien 19

Die Archegonien 27

Das Sporogonium 36

Resultate der Untersuchung 48

Die systematische Stellnng der Andreaeaceen 50

Erläuterung der Tafeln I—X 51

Chr. Luerssen: Filices Graeffeanae. Beitrag zur Kenntniss der Farnflora der Viti-, Samoa-, Tonga- und Ellice's-Inseln. Mit Tafel XI—XIX 57

Allgemeine Bemerkungen 57

Specieller Theil 64

I. Filices 64

I. Polypodiaceae 64

Acrostichum L. 64

Chrysodium Fée. 66

Polybotrya HBK. 74

Vaginularia Fée. 75

Vittaria Sm. 77

Antrophyum Klf. 95

Taenitis Sw. 99

Polypodium L. 100

Gymnogramme Desv. 113

Adiantum L. 115

Seite

Cheilanthes Sw. 117
Pteris L. 119
Blechnum L. 132
Woodwardia Sm. 142
Asplenium L. 145
Hypolepis Bernh. 171
Aspidium Sw. und Phegopteris Fée. 172
Oleandra Cav. 193
Didymochlaena Desv. 197
Nephrolepis Schott. 198
Davallia Sm. 204
Dennstaedtia Bernh. 221
Lindsaya Dry. 223
II. Cyatheaceae 232
Dicksonia L'Herit. 232
Alsophila RBr. 234
Cyathea Sm. 236
III. Hymenophyllaceae 237
Trichomanes L. 237
Hymenophyllum Sm. 245
IV. Gleicheniaceae: Gleichenia RBr. 248
V. Schizaeaceae 252
Lygodium Sw. 252
Schizaea Sm. 253
VI. Osmundaceae: Todea Willd. 257
VII. Marattiaceae 257
Angiopteris Hoffm. 257
Marattia Sm. 260
VIII. Ophioglosseae: Ophioglossum L. 264
II. Equisetaceae: Equisetum L. 267
III. Lycopodiaceae 267
Lycopodium L. 267
Psilotum Sw. 271
IV. Selaginelleae: Selaginella Spring. 272
Nachträge und Berichtigungen 274
Geographische Verbreitung: pag. 59 und 277
Erklärung der Tafeln XI—XIX 292
Arten- und Synonymen-Register 295

Chr. Luerssen: Beiträge zur Entwickelungsgeschichte der Farn-Sporangien. I. Das Sporangium der Marattiaceen. 1. Marattia. Mit Tafel XX—XXII 313
Aeussere Verhältnisse der Fructificationen 314
Erste Anlage der Sporangien 319
Sporenbildung 326
Keimung (vorläufige Bemerkungen) 329

Seite

Veränderungen, welche das Sporangium während und nach der Sporenentwickelung erleidet 333
Abnormitäten des Sporangiums 338
Resultate der Untersuchung 339
Erläuterung der Abbildungen auf Tafel XX—XXII 341

Chr. Luerssen: Die Farne der Samoa-Inseln. Ein Verzeichniss der bis jetzt von den Schiffer-Inseln bekannten Gefässcryptogamen, nebst allgemeinen Bemerkungen über die Systematik dieser Pflanzengruppe 345
I. Isosporeae 346
I. Trichosporangieae 346
I. Filices 347
Hymenophyllaceae 347
Gleicheniaceae 352
Schizaeaceae 353
Osmundaceae 354
Cyatheaceae 354
Polypodiaceae 356
II. Equisetaceae 398
III. Marattiaceae 399
IV. Lycopodiaceae 400
II. Phyllosporangieae 403
V. Ophioglossaceae 403
II. Heterosporeae 404
I. Trichosporangieae 404
I. Angiosporangieae 404
VI. Marsiliaceae 404
VII. Salviniaceae 404
II. Gymnosporangieae 405
VIII. Isoëtaceae 405
II. Caulosporangieae 405
IX. Selaginelleae 405
Kurze Uebersicht des Systemes 407
Schlussbemerkungen 408
Arten- und Synonymen-Verzeichniss 411

W. Detmer: Die Theorie der Wurzelkraft 416
Vorbemerkungen 416
I. Definition 417
II. Historische Betrachtungen 419
III. Darlegung unserer Untersuchungen 433
IV. Kritik früherer Arbeiten und Darlegung unserer Resultate 440
Nachträgliche Bemerkung 458

Chr. Luerssen: Zur Keimungsgeschichte der Osmundaceen, vorzüglich der Gattung Todea Willd. Mit Tafel XXIII u. XXIV 460
I. Bau der Sporen 461

Seite

II. Die Entwickelung des Vorkeimes 464
III. Entwickelung der Antheridien 469
IV. Entwickelung der Archegonien 471
Erläuterung der Abbildungen auf Tafel XXIII und XXIV . . 473

G. Lohde: Zur Kenntniss der Gattung Gloeocystis. Mit Tafel XXV 478
Erklärung der Abbildungen auf Tafel XXV 484

Druckfehler.

Seite 57, Zeile 9 lies c o m m o n statt commun.
„ 306, „ 11 „ N e p h r o d i n m statt Neprodium.
„ 390, „ 1 „ E x e m p l a r e statt Exemplaren.

I.

Zur Entwickelungsgeschichte der Andreaeaceen.

Von

Emil Kühn.

Mit Tafel I.—X.

Das Studium der Entwickelungsgeschichte auf bryologischem Gebiet hat seit Nägeli's [1]), Schimper's [2]) und Hofmeister's [3]) bahnbrechenden Untersuchungen in immer weiteren Kreisen das Interesse der Forscher in Anspruch genommen. Besondere Aufmerksamkeit wandte man den Sphagnaceen, den Phascaceen und den peristomführenden Bryinen zu; wie wir denn auch eingehende Arbeiten von Lorentz [4]) über Fissidens, Fontinalis und Polytrichum, von Leitgeb [5]) über Fontinalis und Sphagnum, von N. J. C. Müller [6]) über Ephemerum besitzen. Dazu kommen noch

[1]) Zeitschrift für wissenschaftliche Botanik 1845. — Pflanzenphysiol. Untersuchungen. Heft 1, p. 76. 1855.

[2]) Recherches anat. et physiol. sur les Mousses 1848. — Versuch einer Entwickelungsgesch. der Torfmoose 1858.

[3]) Vergleichende Untersuchungen 1851. — Berichte der Königl. Sächs. Gesellsch. der Wissensch. 1854. — Entwickelung des Stengels der beblätt. Muscineen (Jahrb. f. w. B. Bd. III). — Ueber die Zellfolge im Achsenscheitel der Laubmoose. (Bot. Zeitg. 28. Jahrg. No. 28—30.)

[4]) Moosstudien 1864.

[5]) Wachsthum des Stämmchens von Fontinalis antipyretica und Sphagnum, sowie die Entwickelungsgeschichte ihrer Antheridien 1868 u. 69. (Sitzungsber. der k. k. Academie der Wissensch.)

[6]) Die Entwickelungsgesch. der Kapsel von Ephemerum. (Jahrb. f. w. B. VI, p. 237 ff.)

die interessanten Beobachtungen, welche Sachs [1]) am Vorkeim der Tetraphiden gemacht. — Weit weniger scheint man die kleine Gruppe der Andreaeaceen beachtet zu haben; denn so viel mir bekannt, ist ausser den wenigen Andeutungen unserer Floren und der Monographien nichts veröffentlicht worden, was auf die Entwickelungsgeschichte derselben Bezug hätte. Gleichwohl dürfte es von wesentlichem Interesse sein, die Wachsthumsverhältnisse einer Familie näher kennen zu lernen, über deren systematische Stellung die Ansichten der Botaniker so weit aus einander gehen. Zwar die Selbständigkeit der Gruppe hat man nicht in Zweifel gezogen; denn zu eigenthümlich ist der ganze Habitus der in dichte Polster zusammengedrängten Pflänzchen, zu charakteristisch die mit vier Längsspalten aufspringende Kapsel, als dass man auf den Gedanken hätte kommen können, sie einer der grösseren Familien einzugliedern. Unsicher hingegen lautet die Antwort, wenn wir nach dem näheren Verhältniss fragen, in welchem die Andreaeaceen zu den übrigen Moosgruppen stehen. Wie verschieden dasselbe aufgefasst worden, zeigt ein Blick in die Geschichte der Systematik. Es kann hier nicht unsere Aufgabe sein, ihr bis ins Einzelne zu folgen; nur einige Hauptpunkte erlauben wir uns hervorzuheben. Bridel [2]) liess die von Ehrhart begründete Gruppe als Sectio II allen übrigen Familien, die er unter Sectio I vereinigt hatte, nachfolgen. C. Müller [3]) stellte sie als Classe I (Schistocarpi) den beiden andern von ihm gebildeten Classen, den Cleistocarpen und Stegocarpen voran. Schimper [4]) behandelte sie als Ordnung III wiederum hinter den Acrocarpen und Pleurocarpen. Rabenhorst [5]) führte sie früher als Hauptgruppe vor den Sphagnaceen und Bryaceen, in einem späteren Werke [6]) dagegen ähnlich wie C. Müller vor den Cleistocarpen auf. Milde [7]) endlich ordnet die Andreaeaceen als Subsectio II den Acrocarpen unter und stellt sie den Holocarpen gegenüber, um dann die

---

[1]) Lehrbuch der Botanik. 4. Aufl.

[2]) Bryol. univ.

[3]) Synops. musc.

[4]) Synops. musc. europ.

[5]) Deutschlands Kryptogamen-Flora II, 3. Abth.

[6]) Kryptogamen-Flora von Sachsen etc.

[7]) Bryolog. Silesiaca.

Pleurocarpen folgen zu lassen. — Welche unter diesen Auffassungen kommt nun den natürlichen Verhältnissen am nächsten? Diese Frage zur Entscheidung zu bringen, schien mir eben so sehr ein wissenschaftliches Bedürfniss zu sein, als ich der Ueberzeugung war, dass sie nur auf entwickelungsgeschichtlichem Wege gelöst werden könne.

Weiterhin war zu erwarten, dass die Kenntniss der Entwickelungsgeschichte der Andreaeaceen auch einiges Licht über die Stellung der Sphagnaceen verbreiten würde. Es ist bekannt, dass Schimper die letzteren aus dem Reiche der Laubmoose ausgeschlossen, wie er sie denn auch nur anhangsweise in seiner Synopsis behandelt. »Zahlreiche Keimungsversuche, von denen einige vollkommen gelangen«, schreibt der grosse Bryologe (Torfm. Vorwort, 1864), »und die gleichzeitige Entdeckung des Erdprothalliums durch W. Hofmeister bestätigten meine schon längst gehegte Ansicht, dass die Sphagnaceen von den Laubmoosen beinahe ebenso sehr abweichen, wie die Lebermoose, und also wenigstens, wie diese, eine eigene Classe bilden müssen. Dazu kommt noch die abweichende Structur des Stämmchens, der Blätter, der Blüthen, der Frucht und die ganz eigenthümliche Architektonik der Pflanze selbst.« — Seitdem indess Sachs bei Tetraphis pellucida, einem akrokarpischen Moose, ganz ähnliche Vorkeimbildungen nachgewiesen, ist die isolirte Stellung der Sphagnaceen wiederum zweifelhaft geworden. Noch zweifelhafter erscheint sie, wenn man sich an die offen ausgesprochene Verwandtschaft erinnert, in welcher die Torfmoose zu den Andreaeaceen durch das weiche Pseudopodium stehen. Hierauf hat Schimper an einem andern Orte selbst hingewiesen: »Capsula usque ad maturitatem sessilis perichaetio magno immersa, postea in receptaculo elongato molli (pseudopodio), ut in Sphagnis, asserta etc.« [1]) Die Uebereinstimmung in einem so wichtigen Punkte macht es wahrscheinlich, dass bei aller Verschiedenheit im äussern Habitus die Bildung des Vorkeims, der Blüthen und namentlich der Frucht in beiden Gruppen ähnlichen Gesetzen folgen mag, dass also vielleicht die Andreaeaceen als das Bindeglied zu betrachten sind, durch welches die Sphagnaceen mit den übrigen Laubmoosen zusammenhängen.

[1]) Synops. eur. p. 659.

Endlich lag auch die Vermuthung nahe, dass die Verwandtschaft der Andreaeaceen zu den beblätterten Jungermannien, die durch das vierklappige Aufspringen des Sporogoniums angezeigt ist, sich noch auf weitere wesentliche Momente stützen könnte.

Ueber all' diese Fragen glaube ich durch meine Untersuchungen hinreichenden Aufschluss erhalten zu haben. Indem ich die Resultate derselben der Oeffentlichkeit übergebe, bitte ich um die Nachsicht der Kenner; denn ich habe mich auf einem Gebiete bewegt, wo selbst der Meister mancherlei Schwierigkeiten zu überwinden hat, geschweige denn der, welcher erst durch die Pforten der Wissenschaft eingetreten.

Als Repräsentanten der kleinen Gruppe wählte ich Andreaea petrophila Ehrh., eine von der alpinen bis in die niedere Bergregion durch ganz Europa verbreitete Species. Das Material für meine Untersuchungen sammelte ich zum grossen Theil selbst im September 1869 im Riesengebirge auf Granit und Glimmerschiefer, und zwar sowohl auf trockenen als auf feuchten Standorten in 1700 bis 4800′ Seehöhe, ferner Anfang Juni 1870 im Keppgrund bei Dresden circa 800′ hoch, und Ende Juli am kahlen Berge im Erzgebirge in einer Höhe von 2800′ ebenfalls auf Granit. Mitte August erhielt ich noch frische Pflänzchen, welche Herr Lehrer Lange auf Basalt am Bärenstein im Erzgebirge gesammelt. Zur Vergleichung zog ich in mehrfacher Hinsicht Andreaea rupestris Schimp. herbei, welche mir Herr Lehrer Roese aus Thüringen von triefenden Porphyrfelsen mitzutheilen die Güte hatte. Der grösste Theil meiner Untersuchungen wurde im Sommer 1870 im pflanzenphysiologischen Institut des Herrn Hofrath Prof. Dr. Schenk in Leipzig ausgeführt, dem ich für freundliche Mittheilung der einschlagenden Literatur und für sonstige Förderung meiner Studien zu besonderem Danke verbunden bin.

I. Der Vorkeim.

Die Sporen von Andreaea petrophila sind in ihrer vollständigen Ausbildung meist kugelrund, zuweilen länglich eiförmig, seltener unregelmässig rund (Fig. 1 *a*—*a*′′′′). Unter 30 gemessenen Sporen fand ich die grössten 0,036 Mm. l., 0,025 Mm. br. und dick; die kleinsten 0,020 Mm. l., 0,017 Mm. br. und dick;

im Mittel 0,027 Mm. l. und 0,023 Mm. in den beiden andern Dimensionen. Die ziemlich grossen rundlichen oder spindelförmigen Chlorophyllkörner, welche nebst einigen Fetttropfen in das Plasma eingebettet sind, schimmern schwach durch die dunkle Oberhaut hindurch. Zuweilen sind sie ganz regelmässig um das Centrum gelagert (Fig. 1*a'*, *a''''*), meist aber gleichförmig im Innern vertheilt. Das gelblich braune Exosporium ist fein gekörnelt; es erhält durch Kali einen tief dunkelbraunen, durch Schwefelsäure einen licht rothbraunen Ton, der nach längerem Liegen der Sporen im Reagenz allmählich in's Fahle übergeht. Dünne Quersehnitte lassen unter Anwendung von Kali bei 800mal. Vergrösserung deutlich erkennen, dass die feine Körnelung von äusserst kleinen, das Licht stark brechenden hyalinen Wärzchen herrührt.

Die Keimungserscheinungen beobachtete ich an Sporen, die ich in den ersten Tagen des September 1869 noch in den Kapseln eingeschlossen gesammelt und am 22. Sept. auf ein an der Oberfläche etwas verwittertes Stück Glimmerschiefer ausgesäet. Der Zeitpunkt der Keimung war je nach der mehr oder minder starken Verwitterung der Lagerstelle und dem davon abhängigen Feuchtigkeitsgrade bei den einzelnen Sporen sehr verschieden. Während manche Sporen bereits am 30. Sept. die ersten Stadien der Keimung zeigten, waren andere Ende Nov. noch völlig unverändert. So oft ich auch in den folgenden Monaten bis Ende Mai des nächsten Jahres den Stand meiner Saaten untersuchte, immer fand ich zwischen dem sich ausbreitenden Protonema einzelne keimende Sporen, die man durchaus nicht mit denen verwechseln konnte, welche, nach ihrem veränderten Zellinhalt zu schliessen, auf den ersten Stufen der Keimung stehen geblieben waren. Man darf daher wohl annehmen, dass, wenn auch zahlreiche der im Sommer ausgefallenen Sporen noch im Herbst desselben Jahres keimen, doch ein grosser Theil überwintert, um erst im Laufe des nächsten Frühjahrs zur Entwickelung zu kommen.

Wie bekannt, erfolgt die Keimung der Laubmoossporen dadurch, dass die innere Sporenhaut, das Exosporium durchbrechend, schlauchartig nach aussen wächst. Während der so entstandene Schlauch durch Wände gegliedert wird, welche zu

seiner Achse rechtwinkelig stehen, tritt meist auf der entgegengesetzten Seite der Spore ein zweiter Schlauch aus dem Exosporium hervor, der sich durch schiefe Wände theilt, bald an der Spitze hyalin wird und sich allmählig verdünnend in den Boden wächst.

Die Andreaeaceen verhalten sich in dieser Beziehung wesentlich anders.

Unter günstigen Verhältnissen tritt bereits mehrere Tage nach der Aussaat in der Spore eine Zellwand auf, welche die primäre, einfache Zelle in zwei secundäre Zellen theilt (Fig. 1 *b*). Ob die Bildung zweier Zellkerne vorausgeht, ist wegen der geringen Durchsichtigkeit der äusseren Sporenhaut nicht zu beobachten; doch zeigt sich deutlich die Sonderung des Chlorophylls in zwei Abtheilungen, wenn es gelingt, eine Spore unmittelbar vor dem Auftreten der Wand zu Gesicht zu bekommen. Die secundären Zellen erfahren eine weitere Theilung durch eine Wand, welche auf der zuerst entstandenen senkrecht steht und sie in der Mitte trifft, so dass nun die Spore 4 Zellen zählt,[1]) ähnlich wie dies bei der Keimung von Radula complanata Dumort. nach Hofmeister's Untersuchungen[2]) der Fall ist. Die Theilung erfolgt in den beiden secundären Zellen meist gleichzeitig, zuweilen successive, selten unterbleibt sie in der einen Zelle ganz (Fig. 1 *c*). Wenn in einzelnen Membranen Verdickungsschichten auftreten, dann werden die grossen Chlorophyllkörner dicht an einander gedrückt und nehmen in Folge dessen polyedrische Gestalt an. Bei dem weiteren Wachsthum des zelligen Körpers aus einander tretend, lassen sie Spalten zwischen sich, die mit hyalinen Zellwänden verwechselt werden können. Entziehung des Chlorophylls durch Alkohol und Zusatz von Kali genügt immer, den Thatbestand aufzuklären. Wird die Vegetation durch niedere Temperaturen oder Trockenheit verlangsamt und zeitweise unterbrochen, so tritt noch eine weitere Differenzirung

---

[1]) Man überzeugt sich leicht davon durch Rollen der Sporen unter dem Deckglas. Nur in zwei Sellungen erscheint das reguläre Kreuz der trennenden Wände, während in den übrigen eine, respect. zwei an beiden Enden gegen einander laufende Wände sichtbar werden (Fig. 1 *d*, *d'*).

[2]) Vergl. Unters. p. 29. — Ebenso verhält sich Frullania dilatata, a. a. O. Taf. VII, 3—5.

des Endosporiums ein, ehe es die äussere Zellhaut durchbricht. Dies kommt namentlich bei jenen Sporen vor, welche nach der Oeffnung der Kapsel am Grunde der Klappen oder zwischen den Perichätialblättern hängen bleiben, um hier ihre Entwicklung zu beginnen. Der vierzellige Keimkörper wird nämlich dann in der 3. Richtung des Raumes getheilt und dadurch in einen achtzelligen verwandelt. Hieran schliessen sich oft genug noch fernere Theilungen, bei denen aber ein leitendes Gesetz nicht mehr zu erkennen ist. Gewöhnlich wiegen die radialen und tangentialen Wände vor, wie sich aus den Figuren Taf. I. ergiebt. Endlich bekommt das Exosporium unregelmässige Risse, denn der sich ausdehnende vielzellige Körper sucht sich Raum zu verschaffen. Löst man durch ein Reaganz den Zusammenhang beider, so genügt oft ein leiser Druck auf das Deckglas, um ihn unverletzt austreten zu lassen (Fig. 2). Bei grosser Feuchtigkeit und hinreichender Wärme nehmen zuweilen sämmtliche Zellen an dem weiteren Wachsthum Theil und stossen das Exosporium völlig ab (Fig. 3). Meist aber localisirt sich das Wachsthum auf ein bis drei Zellen, und dann bleibt die dunkel gebräunte Haut noch lange haften (Fig. 11*x*). Durch ungleichförmiges Wachsthum werden die Wände aus ihrer ursprünglichen Lage vielfach verschoben, so dass dann die primären Theilungen in ihrem Verlaufe nur noch schwer zu verfolgen sind. Der Zellencomplex nimmt nach und nach eine unregelmässige, meist länglich eiförmige Gestalt an und vergrössert sich, bis er das Doppelte und Mehrfache des Raumes erreicht hat, welchen vorher die Spore eingenommen.[1])

Sei es nun, dass in der Spore, wie eben ausgeführt worden, ein vielzelliger Körper entsteht, oder dass sie nur drei bis vier Theilungen enthält, immer geschieht die fernere Entwickelung dadurch, dass 1 bis 3, seltener mehrere der peripherisch gelegenen Zellen zu Fäden auswachsen, die zuweilen

[1]) Zelltheilungen innerhalb der Sporen vor dem Auskeimen kommen meines Wissens bei keinem andern Laubmoose vor. Nur das zeigten mir Keimungsversuche bei Tetraphis pellucida, Ulota crispa, Bartramia pomiformis, Leucobryum glaucum, Philonotis fontana, verschiedenen Mnium-Arten, Hypnum alpestre u. Dichelyma falcata, dass die erste Querwand, welche das sich nach aussen wölbende Endosporium abschnürt, zuweilen in der Spore selbst auftritt.

an die einfach gegliederten Zellketten der bekannten Laubmoos-vorkeime erinnern. Bei näherer Betrachtung finden sich indess mancherlei Unterschiede.

Da die Sporen der Andreaeaceen auf Steinen keimen, so fehlt ihnen die Möglichkeit, hyaline Rhizoiden nach abwärts zu senden. Gleichwerthig, wie sie sind, breiten sich vielmehr alle Fäden mehr oder minder horizontal oder aufrecht aus, und nur da, wo sie sich zwischen den Stengeln benachbarter Räschen hindurchwinden oder Klüftungen des Gesteines durchziehen, bilden sie zarte glashelle Aestchen mit durchgehends schief gestellten Theilungswänden. Sind schon die Rhizoiden höherer Moose von dem Chlorophyll führenden Protonema morphologisch nicht streng zu scheiden, so ist dies bei Andreaea noch viel weniger der Fall, weil in der Continuität ein und desselben Chlorophyll führenden Vorkeimfadens beide Theilungsrichtungen: sowohl die der Aehse rechtwinkelige als schief geneigte auftreten.

Weit bedeutsamer aber, als die eben erwähnten Momente, ist der Umstand, dass sich bei Andreaea noch eine dritte Theilungsweise findet, die den Vorkeimen einen ganz eigenthümlichen Charakter verleiht. Es bilden sich nämlich auch Wände, welche in axiler Richtung verlaufend, die einzelnen Gliederzellen in zwei parallele Schwesterzellen trennen. Diese Theilungen erscheinen auf verschiedenen Stellen der Fäden zerstreut. Oft entstehen sie bereits in den ersten von den Scheitelzellen abgeschnittenen Zellen; in manchen Fällen treten sie nur vereinzelt auf, in andern folgen sie sich streckenweise, um dann vielleicht wieder eine Kette einfacher Zellen zu überspringen (Fig. 4 *x*, 5 *x*, 11). — Die anfänglich hyalinen Wände nehmen später eine goldbräunliche Färbung an; das Chlorophyll vertheilt sich in kleinen Gruppen in das trübkörnige Plasma, aus dem die scharfen Conturen grosser Oeltropfen hervorschimmern. In diesem Zustande kann das Protonema lange verharren, ohne seine Lebensfähigkeit zu verlieren.

Wo das Protonema auf ebenem Gestein aufliegt, breitet es sich zur vielfach gelappten Gewebeplatte aus, welche aus einzelnen Randzellen dünne Zellfäden treibt. Gewöhnlich geschieht dies erst dann, wenn sich der Vorkeim zu längeren Fäden entwickelt hat, doch kommt es auch vor, dass die Ver-

breiterung unmittelbar aus dem zelligen Keimkörper erfolgt (Fig. 8). Dabei treten fast nur der Achse parallele oder schief zu ihr geneigte Wände auf, welche auf der Unterlage senkrecht stehen; selten finden sich secundäre Quertheilungen in den von der Scheitelzelle abgeschnittenen Segmenten. Auf mannigfache Weise verzweigt sich das anfänglich bandartige Gebilde. Entweder es wölbt sich eine der Randzellen unmittelbar vor der Commissur nach aussen, schnürt sich durch eine der Achse der schmalen Platte parallele oder etwas geneigte Wand ab und wächst durch die schon erwähnten Theilungsweisen in dem einen Falle zum einfachen Zellfaden, im andern zur secundären Platte aus; oder die Endzelle selbst wird durch eine Längswand in zwei gleichwerthige Zellen zerlegt (Fig. 6*x*), deren jede, nachdem sie sich mamillenförmig [1]) nach aussen gewölbt hat, sich durch eine Querwand abschnürt und so zur Mutterzelle eines Fadens oder Vorkeimlappens wird. Treten in den der Scheitelzelle des Lappens voraufgehenden Zellen die Längstheilungen in schneller Folge ein, so theilt sich auch die Scheitelzelle durch mehrere Längswände in neben einander liegenden Zellen, und jede derselben kann sich zu einem Faden, resp. Vorkeimlappen entwickeln. Das Ende des primären Lappens erscheint dann mehr oder weniger handförmig getheilt. Dass sich die Scheitelzelle des Lappens durch rechts und links spreizende Wände theilt, habe ich seltener gefunden. Je mehr sich die einzelnen Lappen verbreitern, desto näher rücken sie an einander, so dass sie schliesslich eine einzige zusammenhängende Platte zu bilden scheinen. Fig. 10 auf T. I. zeigt sie noch zum Theil getrennt. Diese Gewebeplatten erinnern an das Prothallium der Sphagnaceen, [2]) in noch auffallenderer Weise aber an manche Vorkeimbildungen bei den Hymenophyllaceen, [3]) mit denen die Andreaeaceen überdies die Differenzirung der Sporenzelle innerhalb des Exosporiums vor dem Auskeimen gemein haben.

---

[1]) Ich schliesse mich dem von Lorentz festgestellten Sprachgebrauche an. Grundlage ein. vergl. Anat. d. Laubmoose in Pr. Jahrb. f. w. Bot. VI., p. 386.

[2]) Man vergleiche die Charakteristik des Sphagnum-Vorkeims bei Hofmeister; Ber. d. sächs. Ges. d. Wissensch. 1854 und die schönen Abbildungen bei Schimper: Vers. ein. Entw. d. Torfm. Taf. I. u. II.

[3]) Mettenius: Abhandl. d. K. S. Gesellsch. d. Wissensch. VI. 2, p. 488 ff.

Neben den einfach fädigen und lappig verzweigten Gebilden tritt bei Andreaea noch eine andere Form des Vorkeims auf, die durch eine vierte Theilungsweise eingeleitet wird. Stehen in den oben erörterten Fällen die Längswände senkrecht auf der Unterlage des Protonema, so liegen sie hier derselben parallel. Fast immer enstehen sie erst dann, wenn die verticalen Theilungen erfolgt sind. Dadurch werden zunächst die zweireihigen Zellfäden in cylindrisch vierreihige umgewandelt. An die körnigen Unebenheiten des Gesteins anstossend, erheben sich dieselben, erfahren ein gleichmässig peripherisches Wachsthum, treiben fädige Aeste und Zweige: kurz, sie stellen kleine Vorkeimbäumchen dar (Fig. 17). Selten stehen sie isolirt aufrecht, meist wachsen sie durch einander, verschlingen sich lianenartig mit ihren Verzweigungen und zwar so dicht, dass sie dann dem unbewaffneten Auge als kleine im Sonnenlichte goldroth schimmernde Polster erscheinen. Das Längenwachsthum und die Verzweigung dieser Gebilde geschieht im Allgemeinen in derselben Weise, wie bei der oben geschilderten lappigen Form. Auch hier fehlt intercalares Wachsthum durch zur Achse rechtwinkelige Theilungen fast gänzlich und geschieht die Verlängerung ausser der Thätigkeit der Scheitelzellen nur durch mehr oder minder bedeutende Streckung der einzelnen Glieder. Das Dickenwachsthum wird durch weitere Zelltheilungen besorgt, welche der Achse parallel, zuweilen durch solche, welche schief zu ihr geneigt verlaufen. Die Folge der Wände ergiebt sich aus der Betrachtung dünner Querschnitte, wie sie T. II. Fig. 16 *a* — *g* dargestellt sind. Zur Erläuterung diene die schematische Zeichnung T. I. F. 9. Nachdem die kreuzförmige Theilung (Fig. 16 *c*) entstanden, treten entweder zuvörderst radiale Wände auf (Fig. 9 *a*), oder es erfolgen tangentiale, wodurch die einzelnen Zellen in dreiseitige innere und vierseitige äussere Prismen zerlegt werden (Fig. 9 c), oder aber, die neuen Wände laufen mit einer der vorher entstandenen parallel und treffen die gewölbten Aussenwände in der Mitte (Fig. 9 *b*, *b'*). Im ersten Falle folgen dann tangentiale, im zweiten radiale Theilungen; im dritten Falle erfahren die vierseitig prismatischen Zellen eine fernere Theilung durch Wände, welche auf den radialen rechtwinklig stehen. (Vergl. die betreffenden Zellen des cit. Schemas). Zuweilen finden sich alle drei Arten der

Theilung in den Zellen ein und desselben Vorkeimgliedes; so regelmässige Bildungen, wie Fig. 16*d*, sind seltener. Da die Stämmchen vielfach durch einander wachsen, so legen sie sich an manchen Stellen so dicht an einander an, dass das gleichmässig peripherische Wachsthum beeinträchtigt wird und Gestalten, wie sie Fig. 16*e* dargestellt sind, zum Vorschein kommen. Sobald sich das Längenwachsthum abschliesst, bilden sich in den Membranen Verdickungsschichten, welche das Innere der einfachen cylindrischen Zellen beinahe gänzlich ausfüllen (Fig. 16 *a*, *g* β). Die Stämmchen und stärkeren Aestchen, in deren Zellen der Verdickungsprocess weit langsamer vorwärts schreitet, überkleiden sich mit einer derben schützenden Cuticula, weshalb ihre Lebensfähigkeit viel länger erhalten bleibt. Unter den zahlreichen Vorkeimen, die mir zu Gesicht gekommen, fand ich einige wenige, bei denen die Cuticula einzelne an die Papillen der Blätter erinnernde hyaline Wärzchen trug.

Endlich entwickeln sich am Vorkeim der Andreaeaceen und zwar meist in der Nähe des Stengelursprunges, doch auch dann und wann über das Protonema zerstreut, einzelne blattartige Gebilde, die sich sowohl durch die fast reguläre Form und die geringere Grösse ihrer Zellen, als auch durch ihre geschlossene Umgrenzung und aufrechte Stellung von den bereits beschriebenen Gewebeplatten unterscheiden (F. 12, 13; *a*, *b*). Verwandte Gestalten finden sich bei Tetraphis pellucida Hedw.[1]) Noch ähnlicher aber, als diesen, sind unsere Gebilde den Flächenvorkeimen von Tetradontium Brownianum Schwaeg., die ich Gelegenheit hatte, bei Herrn Prof. De bary zu sehen. Der Aufbau dieser Formen geschieht bei Andreaea nach verschiedenem Gesetz. Ihren Ursprung zwar nehmen sie immer aus einer mamillenartig sich nach aussen wölbenden Zelle des Vorkeims, aber die weiteren Theilungen dieser Zelle können auf doppelte Weise erfolgen, deren jede dann im Verlauf der Entwickelung meist ganz constant bleibt und den Character des Vorkeimblattes bestimmt. Entweder bildet sich nehmlich die Mutterzelle durch abwechselnd rechts und links geneigte, auf der Fläche senkrecht stehende Wände und durch weiteres intercalares Wachsthum der Segmente zum Flächenvor-

[1]) Vergl. die Abbildungen bei Sachs, Lehrb. der Bot.

keim aus (Fig. 13 *a*),[1]) oder aber von der Scheitelzelle werden in ähnlicher Weise, wie bei den Blattanfängen von Fossombronia pusilla Nees v. Es., immer rechtwinklig zum Medianus liegende Segmente abgeschnitten, welche durch eine mediane Längswand in zwei gleiche Zellen zerfallen, deren jede nochmalige Längstheilungen erfahren kann (11 *b*, 13). Je nachdem diese beiden Gesetze gesondert oder combinirt auftreten, entstehen neben den lineal-lanzettlichen und länglich eiförmigen auch breit abgerundete und mehr oder weniger gebuchtete Formen. In ihrer vollständigen Ausbildung gleichen die Zellen dieser Gebilde vollkommen den Zellen in den Spitzen der glatten Stengelblätter: aus dem rundlichen Lumen leuchten einige grosse smaragdgrüne Chlorophyllkörner. Gleichwohl bewahren die Gebilde ihre Vorkeimnatur, indem sie, wenn auch selten, aus den peripherisch gelegenen Zellen Zellfäden sowohl von einfacher als mehrfacher Reihe entwickeln[2]) (Fig. 11 *a*).

Wenn der Vorkeim der Moose im Allgemeinen die Bestimmung hat, die Geschlechtsgeneration vorzubereiten, so fällt ihm bei den Andreaeaceen ganz besonders auch noch die Aufgabe zu, den jugendlichen Stämmchen den nöthigen Halt zu geben. Auf freiliegenden Felsen jedem Wind und Wetter ausgesetzt, würden sie bald hinweggespült werden, wenn sie nicht an den derben, zelligen Gebilden hafteten, die in so mannigfaltigen Formen die kleinen Erhöhungen und Vertiefungen des Gesteins überspinnen. —

II. Das beblätterte Stämmchen.

So weit meine Beobachtungen reichen, kann jede der Hauptformen des Vorkeims mit Ausnahme der blattartigen Gebilde einem Andreaea-Pflänzchen den Ursprung geben. Wenn sich das Protonema ungestört zu entwickeln vermag, so zeigt sich oft schon in einer der ersten Zellen des aus der Spore austretenden Fadens eine halbkuglige Wölbung nach oben. Durch zwei auf einander

---

[1]) Vergl. über die ähnliche Bildung der Phylloiden bei Hymenophyllum Tunbridgense Metteniüs a. a. O. p. 491.

[2]) Dasselbe habe ich an den Flächenvorkeimen von Tetraphis pellucida beobachtet, die ich aus Brutknospen gezogen.

folgende horizontale Wände werden zwei neue Zellen gebildet, deren oberste sich durch Theilungen in geneigter Richtung in ein mehrzelliges Knötchen verwandelt. Die unteren Zellen desselben bilden sich zu Rhizoiden um (Fig. 15 a), die mittleren entwickeln sich zu Blättern, die den blattartigen Flächenvorkeimen oft vollkommen gleichen (Fig. 15 *b*), die oberste Zelle ist die Scheitelzelle der jungen Achse (Fig. 15 *c*).[1] In manchen Fällen wird die gesetzmässige Folge der geneigten Wände in der obersten Zelle gestört; dann kommt es nicht zur Achsenbildung, sondern das Knötchen wächst zum Protonemastämmchen aus (Fig. 13). Andere Pflänzchen entspringen aus dem Gipfel aufsteigender Vorkeimäste. Die Scheitelzelle derselben wird durch tangentiale und radiale Wände mehrfach getheilt, wodurch der Gipfel eine mehr oder weniger abgerundete Gestalt erhält. Die seitlich gelegenen Zellen treiben zahlreiche Rhizoiden und eine der central gelegenen Zellen wird in ähnlicher Weise wie oben zur Bildung der Achse verwendet (Fig. 17). Endlich sprossen auch junge Pflänzchen aus den flach auf dem Gestein ausgebreiteten Gewebeplatten und zwar meist aus einer in der Nähe der Peripherie liegenden Zelle. Häufig findet dann durch lebhafte Zelltheilung in verschiedenen Richtungen eine örtliche Anschwellung statt, ehe sich die Tragzelle der jungen Achse erhebt.[2] So deutlich, als bei Fig. 18 *a* ist die Tragzelle selten zu sehen, weil die unmittelbar über derselben austretenden Rhizoiden die Umgebung dergestalt überkleiden, dass der untere Theil des angelegten Stengels sich in seinem ganzen Umfange in das Gewebe des Vorkeims fortzusetzen scheint.

Gleichen die ersten zarten Rhizoiden im Allgemeinen denen der höheren Laubmoose, insofern sie nur aus hyalinen, später gebräunten Zellketten mit schief verlaufenden Commissuren bestehen; so erhalten die später auftretenden dadurch ein ganz anderes Gepräge, dass sie in derselben Weise, wie die Vorkeimfäden, durch Längswände getheilt werden. Wenn dieselben parallel laufen, veranlassen sie bandförmige Verbreiterungen, wenn

[1] Die ersten Achsenanlagen fand ich im 7., das erste ausgebildete Pflänzchen mit 5 Blättern im 9. Monat nach der Aussaat der Sporen.

[2] Aehnlich wie bei Frullania dilatata. Hoemeister: Vergl. Unters. Taf. VIII, 22.

sie sich dagegen kreuzen, stören sie zwar die cylindrische Gestalt nicht, führen aber bedeutende Anschwellungen herbei. Sich vielfach verzweigend, verschlingen sich die Rhizoiden mit dem Protonema zu unentwirrbaren Räschen und senken sich endlich auf das Gestein nieder. Die weisslichen, dicht mit körnigem Plasma gefüllten Enden breiten sich auf der Unterlage aus und schmiegen sich so fest an, dass sie, wenn endlich die Verhärtung eingetreten, ohne zu zerreissen, kaum loszulösen sind. Wie die Vorkeime für die jugendlichen Pflänzchen, so sind die Rhizoiden für die ausgewachsenen Polster Haftorgane auf dem steinigen Grunde. Da, wo sich das Moos über grössere Flächen ausbreitet, wo sich zwischen den einzelnen Pflänzchen das Licht absperrende Staubtheilchen anhäufen, gehen sie mehr oder weniger unter; nur an den in der Periphérie wachsenden Stämmchen zeigen sie sich noch unverändert und tragen, indem sie nach aussen strahlen, zur Vergrösserung der Polster bei. Zuweilen geht von ihnen die Regeneration des ganzen Polsters aus. Wenn nämlich das Licht zwischen den absterbenden Stämmchen ungehinderter hindurchscheinen kann, dann entwickeln sich aus den oberflächlich gelegenen Zellen ganz wie aus dem Protonema zahlreiche junge Pflänzchen, die sich unter günstigen Witterungsverhältnissen dicht an einander gedrängt erheben, die abgestorbenen Stämmchen verdrängen und endlich die braunrothen Räschen völlig neu überkleiden.

Das Stämmchen der Andreaeaceen wächst, wie das der Sphagnaceen und der meisten übrigen bis jetzt untersuchten Laubmoose, mit einer dreiseitig pyramidalen Scheitelzelle (Fig. 19 u. 20). Die nach oben gekehrte Grundfläche ist hoch gewölbt und bildet ein ungleichseitiges sphärisches Dreieck. Die goniometrische Bestimmung desselben ist ungemein schwierig, weil es eine etwas geneigte Lage hat und die Böschungen ziemlich steil abfallen. Doch ergiebt sich so viel mit Sicherheit, dass der von den beiden jüngsten Segmenten umschlossene Winkel immer der kleinste, der von dem zweiten und dritten umschlossene der grösste ist. Verschiedene Scheitelansichten zeigen ein Schwanken um mehrere Grade in sofern, als jede neu auftretende Wand unmittelbar nach ihrem Entstehen anfängt zu wachsen und sich nach aussen zu krümmen, wodurch die Gestalt des Dreieckes,

ehe es zur Bildung der nächsten Wand kommt, etwas verändert wird.

Während der nach aussen gelegene Theil jedes von der Scheitelzelle abgeschnittenen Segmentes zur Bildung eines Blattes und des peripherischen Stengeltheiles, auf welchem dasselbe ruht, verwendet wird, geht aus dem nach innen gelegenen Theile aller Segmente das centrale Stengelgewebe hervor. Die Differenzirung wird durch eine tangentiale Wand eingeleitet, welche der Achse nahezu parallel verläuft und das Segment in eine äussere und innere Zelle zerlegt (Blattwand bei Leitgeb).[1]) Die Andreaeaceen verhalten sich also auch in dieser Hinsicht den höher stehenden Moosen analog. Bereits bei dem jüngsten Segmente ist eine deutliche Wölbung nach aussen sichtbar. In einigen Fällen bemerkte ich auch eine schwache Protuberanz an der Scheitelzelle und zwar da, wo das neue Segment gebildet werden sollte.

Die freie Aussenseite des jüngsten Segments stellt ein unregelmässiges Viereck dar. Die Innenkante läuft nicht mit der Aussenkante parallel, sondern, nahe am einen Ende der zweiten Wand entspringend, verläuft sie dergestalt durch die Scheitelzelle, dass sie ziemlich die Mitte der dritten Wand trifft. Daher ist die anodische Seite des Segments breiter als die kathodische (im Sinne der Spirale rückwärts gerichtete). Obschon diese Ungleichheit bei den folgenden Segmenten bald verschwindet, so ist sie doch für die gegenseitige Stellung derselben, und da sich aus jedem Segment ein Blatt entwickelt, auch für die Blattstellung entscheidend. Die in der Scheitelzelle gegebene $^1/_3$ Stellung wird nämlich dadurch in die $^3/_8$ Stellung übergeführt (Fig. 20). Ferner wird dadurch auch das ungleichmässige Umfassen der einzelnen Segmente veranlasst. Fig. 19 zeigt, dass Segment 3 einen grösseren Theil des Segments 1 als des Segments 2, Segment 4 einen grösseren Theil des Segments 2 als des Segments 3 umfasst. Daher greifen auch die Blattbasen in derselben Weise über. Jedes Blatt deckt mit seiner anodischen Seite nur wenig die kathodische des nächstjüngeren, mehr hingegen mit seiner kathodischen Seite die anodische des zweitjüngeren Blattes (vergl. Fig. 20). Objecte, welche man durch horizontale Schnitte nahe

[1]) Leitgeb, a. a. O. I. p. 6.

unterhalb und oberhalb der Scheitelzelle erhält, lassen bei oberster Einstellung des Mikroskops den Schein entstehen, als ob das gegenseitige Uebergreifen nach innen zu so weit abnehme, dass die Blätter endlich ganz aus einander wichen. Dieser Schein rührt einfach daher, dass der obere Schnitt von den inneren, d. i. von den jüngsten und daher kürzesten Blättern nur die Spitzen, nicht aber die basilaren Theile getroffen. Bei tieferer Einstellung ergiebt sich sofort das wahre Verhältniss. Dann sieht man, dass sich die Basen der jüngsten Blattanlagen Fig. 19; 4, 5, 6) in derselben Weise, wenn auch etwas weniger umfassen, wie die entwickelten Blätter, welche die Terminalknospe einschliessen.

So oft mir Scheitelansichten von Andreaea petrophila zu Gesicht gekommen, habe ich die Segmentspirale fast ausnahmslos linksläufig gefunden.

Das Uebergehen der Segmente aus der ursprünglich sehr steilen Lage in die horizontale, welches bei kegelförmigen Vegetationsspitzen schon mehrfach nachgewiesen worden, findet bei Andreaea sehr schnell statt, wie denn auch bereits das 5. Segment ein bedeutend entwickeltes Blatt trägt.

Was Leitgeb für Fontinalis und Sphagnum gefunden, dass nämlich die Blattzelle jedes Segments durch eine Wand getheilt wird, die auf der Blattwand senkrecht steht (Basilarwand), dass ferner der akroskope Theil eine weitere Theilung durch eine Wand erfährt, welche die Hauptwände der Zelle in schräger Richtung verbindet, und dass dadurch erst die Scheitelzelle des Blattes abgeschnitten wird: das alles gilt in gleicher Weise auch für die Anlegung des Blattes von Andreaea petrophila. Eine eigenthümliche Modification tritt aber bei der Bildung der Blattfläche ein. Denn neben den Theilungen der Scheitelzelle durch rechts und links spreizende Wände finden sich auch solche, die rechtwinkelig zum Medianus des Blattes verlaufen. Es gilt dann für die Blätter der Andreaea ein Theilungsgesetz, welches wohl, so weit die bisherigen Beobachtungen reichen, bei den beblätterten Jungermannien, nicht aber bei den Laubmoosen in constanter Weise vorkommt. In welcher Weise die Theilungen erfolgen, ergiebt sich aus der Betrachtung des jugendlichen Blattes Fig. 33,

dessen oberer Theil dargestellt ist.[1]) Man sieht, dass jeder Querwand immer eine genau mediane folgt, und dass das Breitenwachsthum durch rechts und links theils zum Medianus, theils zur Blattwand parallel liegende Wände eingeleitet wird. Die Längswände zu beiden Seiten des Medianus treten in den sich entsprechenden Zellen meist gleichzeitig auf; ob aber der Scheitelzelle näher oder entfernter, das ist bei den einzelnen Blattspitzen sehr verschieden. Eben so wenig ist der Theilungswechsel in den äusseren und inneren Zellreihen zu bestimmen. Während z. B. bei Fig. 33 die Längswände 3. Ordnung in den Randzellen auftreten, zeigen sie sich Fig. 34 in der Nachbarschaft des Medianus. Ob bereits die erste Theilung der Blattscheitelzelle bei entwickelten Stämmchen dem Medianus rechtwinklig erfolgen kann, vermochte ich durch directe Beobachtung nicht zu entscheiden, vermuthe es aber aus der Analogie jener blattartigen Gebilde, welche den Achsenanfang oft in so verschiedenen Formen umgeben. Häufig fand ich Blätter, die, in ihrem untern Theile durch rechts und links spreizende Wände aus der Scheitelzelle entstanden und dann plötzlich dem zweiten Gesetz folgend, weiter gewachsen waren. Fig. 34 stellt einen solchen Fall dar. Auf die letzte spreizende Wand 1 folgt unmittelbar eine Querwand 7′ und weiterhin reihen sich in gleicher Weise die Wände 6′ bis 1′ an. Sonst ist das Blatt der Andreaea petrophila ungemein einfach gebaut. Während die gerippten Blätter von Andreaea rupestris zuweilen gegen die Spitze hin sogar eine zweischichtige Blattfläche entwickeln, besitzen die Blätter der erstgenannten Art nicht einmal die Andeutung einer Rippe. Die dünne, jugendliche Achse trägt nur kleine, eiförmige Blätter, welche späterhin ganz abfallen und die älteren Stämmchen nach abwärts mehr oder minder nackt erscheinen lassen. Weit bedeutender bilden sich die oberen Blätter aus. Anfänglich smaragdgrün, erhalten sie bald eine broncene, endlich eine tiefbraune, fast schwarze Färbung. Bei anhaltend trockener Witterung schliessen die Blattscheitelzellen ihre Thätigkeit früher als gewöhnlich ab; in den Membranen der Blattspitzen beginnt der Verdickungsprocess und schreitet von hier

[1]) Man vergl. Hofmeister, vergl. Unters. Taf. IX, 29 das Blatt v. Jungerm. bicuspidata.

aus allmählich nach der Basis vor. Gleichwohl ist auch in diesem Stadium noch ein Längenwachsthum der Blätter möglich. Denn bei neuem Witterungswechsel findet nicht nur eine bedeutende Streckung der noch nicht verdickten unteren Zellen statt, es tritt mitunter selbst noch ein lebhaftes, intercalares Wachsthum durch Quertheilungen ein, in Folge dessen dann die unteren Zellen äusserst klein und quadratisch werden. Der Verdickungsprocess erfolgt in den der Blattbasis näher gelegenen Zellen weit ungleichmässiger als an der Spitze. In den untern Querwänden ist die Verdickung oft so gering, dass Längsschnitte den Schein veranlassen könnten, die Lumina der Zellen stünden mit einander in Communication. Charakteristisch sind ferner den Blättern der Andreaea petrophila die oft sehr langen Papillen, welche sich fast immer, aber nur auf der Aussenseite, besonders gegen die Spitze hin entwickeln. Wie der Querschnitt zeigt (Fig. 35), stehen sie stets über den Lumina der Zellen.

Während sich aus dem scheitelsichtigen Theile der Blattzelle die Blattfläche bildet, entwickelt sich aus dem grundsichtigen (unterhalb der Basilarwand gelegenen) Theile die peripherische Zellschicht des Stämmchens, auf welcher das Blatt aufsitzt. Dies geschieht zuvörderst durch radiale Wände, die mit den untersten Wänden des Blattes correspondiren; dann folgen einmalige, selten zweimalige tangentiale und schliesslich ein bis zwei horizontale Theilungen. Durch mehr oder minder bedeutende Streckung wird das Wachsthum vollendet.

Das axile, scharf umgrenzte Zellbündel, durch welches das Stämmchen der meisten Laubmoose ausgezeichnet ist,[1] fehlt der Andreaea petrophila gänzlich. Eine Differenzirung des Gewebes ist nur in sofern angedeutet, als die peripherisch gelegenen Zellen in Folge der bereits erwähnten tangentialen Theilungen im basiskopen Theile der Blattzellen engere Lumina erhalten, indess die inneren nach der Achse zu sich nach und nach erweitern. Unterhalb des kegelförmigen Achsenendes finden keine Quertheilungen mehr statt; die Verlängerung des Stämmchens geschieht hier nur noch durch einfache Zellstreckung sowohl im centralen als peripherischen Theile. Die Commissuren verlaufen meist

[1] Lorentz, a. a. O. p. 389.

horizontal, seltener mehr oder weniger geneigt. Wo das Stämmchen sein weiteres Wachsthum abschliesst, treten Verdickungsschichten auf, die ebenso wie die dunkle Bräunung von der Peripherie nach der Achse zu fortschreiten und schliesslich nur noch kleine Lumina übrig lassen.

Die Aeste entspringen unmittelbar unter dem Scheitel der Sprossen. Sie richten sich bald gerade auf, halten sich meist in gleicher Höhe mit dem Hauptspross und übernehmen das fernere Wachsthum des Pflänzchens ausschliesslich, wenn jener abstirbt, um dann ihrerseits unter dem Gipfel wiederum Sprossen zu treiben. Da der scheitelsichtige Theil jeder Blattzelle zur Bildung der Blattspreite verwendet wird, so kann die Nebenaehse nur aus dem grundwärts gerichteten Theile hervorgehen. Die Anlage beginnt sehr frühe und zwar schon, bevor die weitere Differenzirung des basilaren Stückes durch tangentiale Wände erfolgt; denn axile Schnitte zeigen, dass der eben aus dem Stämmchen hervortretende Zweig die peripherische Zellschicht durchsetzt, dass also die primäre Astzelle unmittelbar an die axile Zellschicht angrenzt. Allerdings bemerkt man mitunter an tiefer gelegenen Achsentheilen ganz jugendliche Sprossen, von welchen man glauben möchte, dass sie eben erst ihre Entwickelung begonnen. Allein entweder haben dieselben ihre ursprüngliche Anlage im Vegetationskegel erhalten und sind in ihrer vollständigen Entfaltung durch ungünstige Verhältnisse aufgehalten worden, oder aber, sie fallen als Sprossungsproducte aus Oberhautzellen unter den Begriff der vegetativen Propagation.

Die Antheridien.

Früher betrachtete man die Antheridien der beblätterten Muscineen hinsichtlich ihres morphologischen Charakters allgemein als Trichome. Dass sie dies aber nicht ausnahmslos seien, hat zuerst Leitgeb nachgewiesen. Nach den gründlichen Untersuchungen dieses Forschers ist nämlich das erste Antheridium bei Sphagnum[1]) nichts anderes, als ein metamorphosirter Spross, weil es aus dem unter der kathodischen Hälfte des Blattes liegenden

[1]) a. a. O. III, p. 17.

Segmenttheile der männlichen Achse entsteht, also an demselben Orte zur Entwickelung kommt, wo sich sonst ein Spross bilden würde. Bei Fontinalis antipyretica[1]) hingegen geht das erste Antheridium unmittelbar aus der Scheitelzelle des Sprosses hervor; die nächsten entstehen aus den zuletzt gebildeten Segmenten derselben, entsprechen also nach ihrer Anlage den Blättern; erst die übrigen können wegen der Unbestimmtheit des morphologischen Ortes ihrer Entstehung als Trichome angesehen werden. Neuerdings hat auch Hofmeister[2]) nachgewiesen, dass bei Polytrichum jede Antheridiengruppe einen kaum irgend in die Länge entwickelten Zweig darstellt, dessen Scheitel zum ersten Antheridium sich ausbildet, während laterale Sprossungen, Nebenachsen höherer Ordnung, zu den später sowohl nach den Seiten als nach unten hin sich entwickelnden Antheridien werden. Wie verhält sich nun in dieser Hinsicht die Gruppe der Andreaeaceen? Zur Entscheidung dieser Frage ist es nothwendig, ganz junge Antheridienstände einer näheren Prüfung zu unterziehen.

Da Andreaea petrophila monöcisch, seltener diöcisch ist, so sammelt man mit jedem fruchtenden Rasen meist auch eine Anzahl antheridientragender Aestchen. Die männlichen Blüthen nehmen immer den Scheitel der Achse ein. Durch Sprossungen unter dem Gipfel werden die älteren scheinbar seitenständig; weil die nur von wenig Hüllblättern umgebene Blüthenachse sich nicht weiter streckt, während der Nebenzweig um einige Internodien emporwächst, ehe er die ersten Antheridien entwickelt. Oeffnet man die knospenförmige Hülle jugendlicher Blüthen, so findet man immer eine Anzahl Antheridien in verschiedenen Entwickelungsstadien, deren Unterschied um so grösser ist, je schlanker die Sprossen sind. Durch genau axil geführte Längsschnitte durch die kegelförmige Spitze gewinnt man nun die Ueberzeugung, dass die Scheitelzelle ähnlich wie bei Fontinalis unmittelbar zum ersten Antheridium auswächst. Instructiv ist auch die Vergleichung mehrerer Querschnitte ein und desselben Sprosses, der erst ein Antheridium angelegt hat. Fig. 23 *A* zeigt einen Querschnitt durch die Scheitelregion einer männlichen Blüthe.

---

1) a. a. O. I, p. 11.

2) Bot. Zeitung, 1870, No. 29.

Man erkennt sofort in *m* die dreiseitige von 4 Segmenten umgebene Scheitelzelle. Der zweite höher geführte Schnitt zeigt bei *B* den Stielquerschnitt des einzigen Antheridiums, welches sich aus der Zelle *m* entwickelt hat. — Ausser dem scheitelständigen Antheridium werden auf schlanken Sprossen gewöhnlich nur noch zwei oder drei angelegt, von welchen die ersten beiden aus den von der Scheitelzelle abgeschnittenen jüngsten Segmenten bereits zu einer Zeit hervorgehen, wo das erste Antheridium erst wenige Zellen zählt. In späteren Bildungsstadien kann über den Ursprung derselben deshalb nichts entschieden werden, weil durch weitere Zelltheilungen die Basilarregion der Antheridien mehrfach verändert wird. Bei sehr robusten Sprossen vermag man allerdings das erste Antheridium als aus der Scheitelzelle, das zweite als aus dem jüngsten Segment entstanden nachzuweisen; die späteren hingegen sind, wie schon das vierte bei schlanken Sprossen, nicht mehr an die gesetzliche Reihenfolge der Segmente gebunden. Denn wenn sie auftreten, sind die Segmente bereits schon mehr oder weniger getheilt, und aus den in der Nachbarschaft der beiden ersten Antheridien gelegenen Zellen entwickeln sich mitunter Paraphysen anstatt Antheridien, während bei den mehr nach der Peripherie zu liegenden das Umgekehrte eintritt. Was Leitgeb für Fontinalis gefunden, gilt demnach im Allgemeinen auch für Andreaea petrophila. Da sich aber aus dem zweiten und dritten Segment (vielleicht auch aus dem ersten, obschon ich das nicht direct beobachtet habe) ebensowohl nach, als vor der Theilung desselben Antheridien entwickeln können, so möchte ich Rees [1]) beistimmen, wenn er der morphologischen Verschiedenheit der Antheridien keine hohe Bedeutung beilegt.

Die erste Anlage des Antheridiums geschieht bei Andreaea dadurch, dass sich eine der an der Scheiteloberfläche liegenden Zellen mamillenartig nach aussen wölbt. Der halbkugelige Theil wird hierauf durch eine horizontale — bei den seitenständigen Antheridien etwas geneigte — Wand abgeschnürt; er streckt sich cylindrisch und erfährt dann eine zweite Theilung durch

---

[1]) Botan. Zeitung 27. Jahrg. No. 29.

eine meist in gleicher Richtung verlaufende Wand. [1]) Das junge Antheridium besteht aus einer unteren, schneidig in das Gewebe eingekeilten, einer mittleren cylindrischen und einer oberen, hochgewölbten Zelle. Durch weitere Differenzirung geht aus dem ersten der basilare oder podienartige Theil (Fig. 32), aus dem zweiten der Träger oder Stiel, endlich aus dem dritten der Antheridienschlauch mit seinem Inhalt hervor [2]) (Fig. 24 *a*, *b*, *c*. — Um seine Achse gedreht, bot das Object immer die gleiche Ansicht).

Da die Scheitelzelle der Schlauchanlage, aus dem Halbkugeligen allmählich in das Zweischneidige übergehend, durch rechts und links geneigte Wände getheilt wird, so schliesst sich Andreaea in dieser Rücksicht den übrigen Laubmoosen [3]) an. Wie man sich durch einen Blick auf Fig. 26 leicht überzeugt, erfolgen diese Theilungen mit grosser Regelmässigkeit. Ein und dasselbe Antheridium ist in den vier Hauptlagen dargestellt. *D* entspricht genau *C* bei 180° Drehung um die Achse. Ebenso entsprechen die Lagen *A* und *B* einander. [4]) Die bei tieferer Einstellung zum Vorschein kommenden Segmentkanten der entgegengesetzten Aussenseite sind punktirt gezeichnet. Nachdem 10 bis 11 Segmente gebildet worden, schliesst die Scheitelzelle ihre Thätigkeit als solche ab, und die weitere Ausbildung des Schlauches erfolgt durch Gliederung der Segmente. Schon zu der Zeit, wo die Schlauchanlage erst vier Zellen hoch geworden, tritt in der untersten eine Theilung durch Längswände ein, denen dann ähnliche in den übrigen Segmenten successive folgen. Sie entstehen ganz in der-

---

[1]) In völlig analoger Weise bildet sich die erste Antheridienanlage bei Marchantia polymorpha. Vergl. Strasburger in Jahrb. f. w. B. VII, p. 411.

[2]) Wo eine Antheridienanlage von den benachbarten, weiter entwickelten, und den Paraphysen gedrängt wird, erfolgen zuweilen mehrere horizontale Theilungen, ehe die neue Theilungsrichtung in der Scheitelzelle eintritt (Fig. 28) — ein Uebergang zu der Bildungsweise des Antheridiums bei Sphagnum.

[3]) Hofmeister: Vergl. Unt. p. 67. — Ueber die Ausnahme bei Sphagnum vergl. Leitgeb a. a. O. III.

[4]) Dass Segment 2 bei *A* höher erscheint als bei *C* und *D*, rührt daher, dass das Antheridium bei *A* mit der Spitze auf dem Objectträger auflag und deshalb die Wölbung des Segments, weil näher, grösser sich darstellte.

selben Weise wie bei Fontinalis antipyretica.[1]) Von aussen betrachtet, machen sie allerdings den Eindruck, als ob sie vollkommen radial gestellt wären (Fig. 26, *A*, *B*. Man vergl. die Wände *a* bis *b*). Indess, Seitenansichten können hier nichts entscheiden; man muss sich Querschnitte durch junge Antheridienstände zu verschaffen suchen, wie deren einer Fig. 27 dargestellt ist. Die scheitelständigen Antheridien sind hier durch den Stiel, die seitenständigen durch den Schlauch getroffen. Betrachten wir unter den letzteren das jüngste (III.). Die diametrale Linie entspricht einer der innern steil abfallenden Segmentwände.[2]) (Vergl. Fig. 26 *α* bis *β*). Wie man sieht, geht nun zwar die neue Wand von der Mitte der freien Aussenwand jedes Segments aus (*b* im einen, *b'* im andern Segment), sie verläuft aber nicht in radialer, sondern in schiefer Richtung durch die Zelle und erreicht die innere Segmentwand nahe der Aussenfläche unter einem Winkel von etwa 45° (*ab*, *ab*). Die nächste Wand geht von der eben gebildeten nahe der Aussenfläche aus und verläuft nach der andern Seite, um sich ganz wie die erste an die innere Segmentwand anzusetzen (*cd*). Die Commissur *b'c* wird nach und nach radial. In Folge dessen entsteht bei *c* eine dreiwinkelige Längskante, die sich bei seitlicher Betrachtung des jungen Organs (mittlere Einstellung) scharf ausprägt (26 *C γδ*). Sind diese Theilungen in beiden Segmentreihen erfolgt, dann ist die Gliederung des Schlauches in die Wandung einerseits und in den Bildungsraum der Spermatozoiden andererseits vollendet. Jene umfasst (im Querschnitt) die vier peripherisch gelegenen, dieser die beiden centralen, ein Quadrat bildenden Zellen. —

Aus der Betrachtung von Längs- und Querschnitten durch reife Antheridien ergiebt sich, dass alle Theilungen in der Wandung senkrecht auf den Innenraum erfolgen, dass also die Wandung vollständig einschichtig bleibt. Da der Antheridienkörper schon frühe seine definitive Gestalt erhält und sich nur gleichmässig

---

[1]) Leitgeb a. a. O. II. p. 8.

[2]) Die Wand erscheint hier genau diametral, weil sie in der Mitte getroffen worden; wird sie höher oder tiefer durchschnitten, so erscheint sie mehr oder weniger seitlich (Anth. III).

nach allen Richtungen ausdehnt, so behalten auch die Segmente ihre ursprüngliche Lage und Gestalt; es ist deswegen möglich, die gesetzliche Reihenfolge der Theilungen festzustellen. Wie Fig. 26 zeigt, beginnen die Theilungen von unten, und zwar ziemlich in paralleler Richtung mit dem nahezu horizontal verlaufenden Theile der Segmentwände (z. B. $\varrho\pi$ bei 26 *D*; *cc* bei 29). Dann folgen in allen Zellen radiale Längstheilungen (z. B. 29 *dd*; 27 *II ef*, *gh*), so dass der Umkreis 8 Zellen zählt (Fig. 30), hierauf horizontale, an die sich wieder radiale anschliessen. Ist auf diese Weise der Umkreis auf 16 Zellen herangewachsen, so treten namentlich im mittleren Theile noch einzelne theils horizontale, theils radiale, theils mehr oder weniger geneigte und gebogene Wände ohne bestimmtes Gesetz auf. Fig. 31 stellt ein Antheridium dar, welches sich dem ausgebildeten Zustande nähert, aber die Vollzahl der Wandungszellen (gegen 24 im Umfange) noch nicht erreicht hat. Andreaea verhält sich demnach anders als Fontinalis, bei dem die Gliederung der Antheridienwand in früher Jugend vollendet[1]) wird und das weitere Wachsthum nur durch bedeutende Zellstreckung erfolgt. Die Zellschicht der Antheridienwand ist bei Andreaea gegen die Spitze hin dicker als gegen die Basis, wie denn auch die rings um den Scheitel gelegenen Zellen etwas engere Lumina zeigen. Unreife Antheridien springen daher bei einem Druck auf das Deckglas niemals an der Spitze, sondern gewöhnlich in der Nähe des Stiels auf, um die Bildungszellen der Spermatozoiden austreten zu lassen. Anfänglich glashell und mit einigen grossen Chlorophyllkörnern erfüllt, nehmen die Wandzellen später eine bräunliche Färbung an und erhalten eine dicke Cuticularschicht, durch welche die nachtheiligen Einwirkungen trockener Witterung lange Zeit fern gehalten werden.

Die Differenzirung der Innenzellen des Antheridienschlauches wird durch Theilungen eingeleitet, welche ziemlich genau mit den Theilungen in der Wandung correspondiren. Es bilden sich sowohl geneigte, nach aussen oft horizontal verlaufende (z. B. $o\pi$ in *C* und *D* Fig. 26), als auch radiale, mehr oder minder gekrümmte Wände (Fig. 30, *x*). Die ferneren Theilungen er-

[1]) Leitgeb a. a. O. p. 10.

folgen dann sehr schnell nach allen Richtungen des Raumes und zwar so gleichmässig, dass dadurch die Gestalt der primären Segmente fast gar nicht gestört wird. [1]) Die Membranen sind äusserst zart, namentlich bei den zuletzt entstandenen polyedrischen Zellen, deren jede in sich einen Samenfaden ausbildet.

Die Entwickelung des Antheridienstieles hält bei Andreaea ziemlich gleichen Schritt mit dem Wachsthum des Schlauches. Wenn die Segmentirung in der Scheitelzelle der Schlauchanlage beginnt, tritt in der cylindrischen Stielzelle eine verticale Wand auf (Fig. 25 *A ab*). Sie setzt sich mit ihrer obern Kante entweder an die untere der ersten Theilungswand in der Schlauchzelle an (Fig. 31), oder sie bildet mit ihr einen mehr oder weniger spitzen, seltener einen rechten Winkel (Fig. 26). Die beiden im Querschnitt halbkreisförmigen Tochterzellen dehnen sich in der Richtung ihrer freien Aussenwände. In Folge dessen wird der Stiel abgeplattet; er erscheint im Querschnitt länglich und etwas eingeschnürt (Fig. 23 *B*). Die Streckung des Stieles geschieht durch intercalares Wachsthum. 11 bis 15 genau rechtwinkelig zur Achse gestellte Wände treten in schneller Folge auf, so dass schliesslich der Stiel aus zwei Reihen niedriger Zellplatten besteht. Fälle, wie deren einer Fig. 32 dargestellt ist, sind ziemlich selten. Hier ist nämlich vor dem Eintritt der horizontalen Theilungen in einer der beiden Tochterzellen der Stielzelle eine schief zur Achse gerichtete Wand entstanden und dadurch die Bildung von drei Zellenreihen im obern Theile des Stieles veranlasst worden. Obwohl von zarter Consistenz, ist der Stiel doch sehr dauerhaft; auch kommt ihm ein bedeutender Grad von Elasticität zu. Ohne dass sich Verdickungsschichten in den Zellen bildeten, bleibt er noch lange erhalten, wenn das Antheridium schon vollständig entleert ist.

Der architektonische Bau des Antheridiums wird durch die Ausbildung des basilaren Theiles, den wir füglich Fuss nennen können, vollendet. Die erste Theilungswand in der primären Zelle ist ganz wie in der Stielzelle eine axile; sie liegt gewöhn-

---

[1]) Wenn man kurze Zeit Kali einwirken lässt und dann Alkohol zusetzt, treten die primären Commissuren selbst bei solchen Antheridien, welche der Reife nahe sind, ganz deutlich hervor.

lich auch in gleicher Ebene mit der über ihr stehenden Wand, schneidet sie aber auch zuweilen in einem mehr oder minder bedeutenden Winkel. Wie aus Fig. 23 ersichtlich, folgt dann entweder eine radiale Wand, welche auf der ersten rechtwinkelig steht, wie in der links gelegenen Zelle, oder die radiale Wand verläuft im schiefen Winkel, wie in der andern Zelle. Die ferneren Theilungen richten sich nach keinem bestimmten Gesetz, doch wiegen meist die radialen den tangentialen vor. Dabei wölben sich die Zellen nach aussen und ziehen die obere, horizontale Commissur nach abwärts, weshalb sich dieselbe im Längsschnitt tief eingeknickt darstellt (Fig. 32 *abcd*). Wo die Antheridien dicht an einander gedrängt stehen, sind die Fusstheile ziemlich unscheinbar, weil in diesem Falle gewöhnlich mehrere Theilungen unterbleiben. Ist aber die Möglichkeit einer freien Entwickelung gegeben, dann bilden sich die peripherischen Zellen durch regelmässig auftretende radiale Wände zum zierlichen Kragen (Fig. 32, *A B*) aus.

Aus den Oberhautzellen zwischen den einzelnen Antheridien, nicht selten aus dem basilaren Stück der Antheridien selbst entwickeln sich schon frühzeitig gegliederte Haare. Aus einfachen cylindrischen Zellen mit horizontalen Commissuren bestehend, tragen sie eine mehr oder weniger kuglig verdickte Endzelle (Fig. 32 *l*). Eine oder mehrere der unteren Zellen sind bräunlich gefärbt. Verticale Theilungen in den Endzellen, wie sie den viel bedeutender entwickelten, bandartig verbreiterten Paraphysen der Andr. rupestris charakteristisch sind, kommen nur höchst vereinzelt vor.

Die Entleerung des reifen Antheridiums erfolgt bei den Andreaeaceen im Allgemeinen in derselben Weise wie bei den Sphagnaceen. Beide Gruppen schliessen sich in dieser Rücksicht näher an die Lebermoose an. Eine bestimmte Zellgruppe, welche als Deckel des Organs betrachtet werden könnte, ist nicht vorhanden. Kurz vor der Reife schwellen die scheitelständigen Zellen in grösserer oder geringerer Zahl kugelförmig an; die Commissuren lockern sich, es bilden sich unregelmässige Risse über das Kreuz, und endlich treten die Zellen aus einander [1]), um

[1]) In Folge dessen bilden sich mehrere Lappen, die sich ähnlich wie

die in flüssigen Schleim eingebetteten Samenbläschen ausströmen zu lassen. Im Wasser machen sich die spiralig gewundenen Spermatozoiden bald frei und schwimmen längere Zeit mit lebhaften Bewegungen umher. — Nach der Entleerung beginnen die Wandungszellen sich zu verfärben, indem sie aus dem Braunen in's Rosenrothe und dann in's Fahle übergehen. Schliesslich lösen sie sich ganz auf, und dann füllen nur noch Reste flüssigen Schleimes den Boden des Schlauches, der jetzt aus weiter nichts als aus der glänzendweissen, derbhäutigen Cuticula besteht. Die Cuticula trägt einen genauen Abdruck des Zellnetzes in Form von erhabenen Leisten, welcher daher rührt, dass die Furchen zwischen den aneinanderstossenden Zellwänden von der Cuticula ausgefüllt wurden.

Die Archegonien.

Während nach Hofmeister's [1]) Untersuchungen die kegelförmige Vegetationsspitze der Laubmoose, sobald die Entwickelung der Archegonien beginnen soll, eine abgeplattete, halbkugelige Form annimmt und auch bei den Sphagnaceen, wie Schimper [2]) gezeigt, der Terminalspross sich etwas abrundet, bleibt er bei Andreaea petrophila unverändert und die Scheitelzelle wächst unmittelbar zum ersten Archegonium aus [3]) (Fig. 36).

Nach Hofmeister [4]) wird das Archegonium bei den Laubmoosen auf folgende Weise angelegt: »Viele der Zellen an der Oberfläche (des abgeplatteten Sprossendes) wachsen zu kurzen Papillen aus. Jede derselben theilt sich durch eine gegen den Horizont geneigte Wand, die obere der neu entstandenen Zellen durch eine auf der eben gebildeten senkrechten, entgegengesetzt geneigte. In der Endzelle des über die Fläche der Knospe hervortretenden Zellkörpers wiederholt sich stetig die Theilung durch abwechselnd geneigte Scheidewände. Die Zellen zweiten Grades

bei Sphagnum, aber bei weitem nicht so tief nach abwärts biegen. Vergl. Schimper, Vers. einer Entw. der Torfmoose. Taf. VIII.

[1]) Vergl. Unters. p. 65.

[2]) Torfmoose p. 48.

[3]) Zu gleichem Resultate gelangte Leitgeb bei Sphagnum; a. a. O. III. p. 23.

[4]) a. a. O.

mit Ausnahme der zwei bis jetzt ältesten, untersten, theilen sich bald nach ihrer Entstehung durch radiale, senkrechte Wände.«

Ganz anders bei Andreaea petrophila. — Ohne neue Segmente zu bilden, wölbt sich die Scheitelzeile des weiblichen Sprosses stark nach oben. Wenn sie halbkugelig über die jüngsten Segmente emporragt, wird sie an der schwach eingeschnürten Stelle durch eine horizontale Wand getheilt (Fig. 37 $m—m'$). Hierauf folgt eine zweite horizontale oder eine gegen die erste etwas geneigte Wand, doch ohne dieselbe zu berühren[1]) (Fig. 37 $a—a'$). Bis zu diesem Punkte erinnert die Anlage des Archegoniums an die des Antheridiums (p. 22), dagegen ist das fernere Wachsthum beider Organe durchaus verschieden. Schon Leitgeb hat darauf aufmerksam gemacht[2]), dass vielleicht manche Organe, denen wir eine zweischneidige Scheitelzelle und ein Wachsthum durch rechts und links geneigte Wände zuschreiben, ihre Theilungswände nach einem andern Gesetze anlegen; wie er denn auch an den Antheridien von Sphagnum einen ähnlichen Fall nachgewiesen. Gleiches gilt von den Archegonien der von mir untersuchten Andreaeaceen. Losgelöste, sehr junge Archegonien zeigen, wenn man sie unter dem Deckglas rollt, die näheren Verhältnisse. Man vergleiche Fig. 38 $A—C$. Oberhalb der meist horizontalen Wand $a—a'$ ist zuerst die geneigte Wand $1—1'$ aufgetreten, dann ist eine zweite in einer Divergenz von weniger als 180^0 gefolgt ($2—2'$), so dass sie mit dem hintern Theile der untern Kante die vorhergehende, mit der vordern dagegen die horizontale Wand $a—a'$ schneidet. Endlich hat sich noch eine dritte Wand in der dritten Richtung angeschlossen, und zwar so, dass sie die beiden vorhergehenden Wände nicht nur, sondern auch die horizontale Wand schneidet ($3—3'$). Fig. 38 *B* stellt dasselbe Archegonium vom Scheitel betrachtet dar. Man erkennt ohne Mühe die Theilungsfolge der Wände. Die Segmentspirale ist linksläufig, seltener rechtsläufig. Da sich die drei geneigten Wände nach abwärts dem Centrum nähern, so erscheint das Dreieck bei tieferer Einstellung kleiner (Fig. 38 *C*), bis es unter der

---

[1]) Bei Marchantia polymorpha treten in der Mutterzelle der Archegonien die nämlichen Theilungen auf. Vergl. Strasburger a. a. O

[2]) a. a. O. III. p. 21.

horizontalen Wand ganz verschwindet. Die Scheitelzelle ist demnach eine mehr oder minder abgestumpfte dreiseitige Pyramide mit hochgewölbter Grundfläche und schwach gewölbten Seitenflächen.

Wie bekannt, besitzen alle ausgebildeten Archegonien einen mit flüssigem Schleim erfüllten Halscanal, durch welchen die Spermatozoiden bei der Befruchtung zur Eizelle gelangen. Dieser Canal entsteht bei den Ricciecn nach Kny [1]) einfach durch Auseinanderweichen der 5 bis 7 Zellsäulen des Halses. Bei Marchantia polymorpha hingegen wird nach Strasburger's [2]) Untersuchungen der Halscanal durch Verflüssigung einer Canalzelle gebildet, welche aus dem obern Theile der Centralzelle durch Theilung hervorgeht, sich ähnlich wie bei den Farren, zwischen die Halszellen drängt und bis unter den Scheitel emporwächst. Bei den Laubmoosen entsteht der Canal nach Hofmeister [3]) aus der Verflüssigung einer axilen Zellreihe, die nicht aus der Centralzelle originirt, sondern (unabhängig von derselben angelegt) ihr vielmehr vorausgeht. Schimper [4]) schliesst sich hinsichtlich der Sphagnaceen der Auffassung Hofmeister's an, obwohl er erinnert, dass er jene axile Zellreihe nie gesehen.

Um Gewissheit darüber zu erlangen, wie sich die Andreaeaceen in dieser Hinsicht verhalten, machte ich Archegonien in den verschiedensten Entwickelungsstadien durch successive Anwendung von Kali, Alkohol und Glycerin vollkommen durchsichtig und betrachtete sie unter starker Vergrösserung bei verschiedener Einstellung. Fig. 46 *A*, *B*, *C* zeigt die genauen Bilder ein und desselben Archegoniums bei oberster, mittlerer und tiefster Einstellung. Sobald man diese drei Ansichten näher vergleicht, kann man über die Existenz einer axilen Zellreihe nicht mehr in Zweifel sein. Denn es entsprechen weder die oberen Commissuren (z. B. 1—1′, 2—2′, 3—3′ bei *A*), noch die unteren (z. B. 1—1′, 2—2′ bei *B*) den in dem Medianus gelegenen bei *C* (1—1′, 2—2′). Nun wäre dies zwar auch bei dem Vorhandensein eines blossen

---

[1]) Pringsh. J. f. w. B. V, p 379 ff.

[2]) Pringsh. J. f. w. B. VIII, p. 416.

[3]) Vergl. Unt. p. 66.

[4]) Torfmoose p. 47.

Canales möglich; aber dann müssten die Wände, welche nach der Achse verlaufen, zu derselben geneigt sein, während sie doch, wie aus dem optischen Längsschnitt *C* hervorgeht, fast ganz horizontal liegen. Zudem überzeugt man sich beim Ueberführen der Einstellung von *A* nach *B*, dass die mittleren Commissuren bei *A* plötzlich verschwinden, wenn die Commissuren bei *C* auftreten, und dass die letzteren verschwinden, wenn die Commissuren bei *B* erscheinen.

Stimmen demnach die Andreaeaceen hinsichtlich der Existenz einer axilen Zellreihe im Archegonium mit den übrigen Laubmoosen überein, so ist doch die Bildungsgeschichte dieser Reihe eine durchaus andere, als sie Hofmeister bei den höher stehenden Moosen gefunden. „Hat das junge Archegonium eine Höhe von 6—8 Zellen erreicht", sagt er in seinem bekannten Werke,[1]) „so theilen sich sämmtliche Zellen einer der 4 senkrechten Zellreihen, aus denen es mit Ausnahme der Basis und der fortwachsenden Spitze besteht, durch Wände, welche der Sehne des Bogens der gewölbten freien Aussenwand parallel, die Seitenwand unter beiläufig 45° schneiden und so die Mutterzelle in eine vierseitige äussere und eine dreiseitige innere Zelle theilen. Fortan theilt sich jede neu entstehende, den Strang durch eine diagonale Wand getheilter Zellen nach oben fortsetzende Zelle dritten Grades in derselben Weise sofort nach ihrer Entstehung, meist streng gleichzeitig mit der nächsten Theilung der Scheitelzelle, sehr selten wenig später, oft früher." Da die Scheitelzelle des Archegoniums bei den Andreaeaceen nicht durch rechts und links geneigte, sondern, wie wir oben gefunden, durch nach drei Richtungen geneigte Wände segmentirt wird, so kann der axile Zellstrang auf die angegebene Weise nicht entstanden sein. Meine Untersuchungen haben vielmehr folgendes Resultat ergeben:

Die dreiseitig pyramidale Scheitelzelle (Fig. 38 *A*) wird durch eine gegen den Horizont mehr oder weniger geneigte Wand (4 — 4′) in eine obere und eine untere, von 5 Wänden umschlossene Zelle zerlegt. Die untere, central gelegene Zelle ist die erste Zelle der axilen Reihe. Indem sie sich streckt, führt sie die schiefen Commissuren der benachbarten Zellen allmählich in die

[1]) Vergl. Unt. p. 66.

horizontale Lage über. Zugleich wölbt sich die obere Zelle stärker und erfährt eine neue Theilung nach 3 Richtungen. Fig. 42 *A*—*C* giebt die Darstellung eines solchen in unveränderter Lage bei drei verschiedenen Einstellungen gezeichneten Archegoniums, nur dass die dritte Wand der zweiten Segmentirung der Scheitelzelle noch nicht entstanden ist. *C* zeigt die centrale, gestreckte Zelle bei mittlerer Einstellung. Die Wand $a-a'$ entspricht der gleichnamigen bei Fig. 37 und 38; $n-n'$ entspricht der Wand $4-4'$ bei Fig. 38 *A*. Die zweite Zelle der axilen Reihe entsteht nun ganz wie die erste, indem eine Querwand den untern Theil der Scheitelzelle abschneidet. Ebenso die folgenden Zellen; nur muss bemerkt werden, dass die Querwand immer nur dann erst auftritt, wenn die Scheitelzelle die dreifache Theilung erfahren hat. Da die drei Wände, durch welche die Scheitelzelle segmentirt wird, schief zur Achse gestellt sind, so muss die obere Querwand jeder neu entstandenen axilen Zelle kleiner sein als die untere (vergl. Schema 69 *A* die Commissuren $2-2'$ u. $1-1'$). Demnach wird auch die untere Wand für gewöhnlich nicht mit der oberen der vorhergehenden Zelle ganz zusammenfallen, es wird vielmehr ringsum ein schmaler Saum der letzteren übrig bleiben ($1'-2'$, $1-2$ im Schema). Sobald sich die neue axile Zelle weiter entwickelt, hebt die untere Wand den schmalen Saum mit empor, so dass er eine nach aussen geneigte und später ganz verticale Lage erhält ($2'-1'$, $2-1$ im Schema *B* 69). Hieraus erklärt es sich auch, warum die horizontalen Commissuren in der axilen Reihe meist nicht mit denen in der Peripherie correspondiren.

Aus der ersten untersten Zelle der axilen Reihe bildet sich die Eizelle des Sporogoniums. Bei Fig. 43 scheint es zwar die zweite zu sein, bei 46 *C* die vierte, bei Fig. 47 gar die siebente Zelle. Allein spätere Entwickelungsstadien können nichts entscheiden. Untersucht man junge Archegonien zu einer Zeit, wo sich die Eizelle durch ihre Gestalt und Grösse bereits als solche erkennen lässt, so findet man unter derselben höchstens eine Zelle, welche der axilen Reihe anzugehören scheint. Aber nur scheint! Denn beim Rollen des Objects unter dem Deckglas überzeugt man sich bald, dass die fragliche Zelle in bestimmten Lagen eine mehr oder minder seitliche Stellung ein-

nimmt (Fig. 53 *x*), dass sie also nach einem andern Bildungsgesetz entstanden sein muss (Vgl. p. 33) und der axilen Reihe überhaupt gar nicht angehört.

Es hat daher die Wand $a—a'$ (Fig. 37, 38, 42) einen bedeutenden morphologischen Werth: denn sie scheidet den basilaren Theil von dem Bauchtheile mit der eingeschlossenen Eizelle des Sporogoniums. Da ferner aus der über der Centralzelle gelegenen Scheitelzelle der Hals hervorgeht, so scheidet die Wand $4—4'$ (Fig. 38 *A*) den Bauchtheil vom Halstheil des Archegoniums. Folglich ist bereits in dem Fig. 38 A dargestellten Entwickelungsstadium die morphologische Gliederung des ganzen Organs entschieden: Aus der untern Zelle geht der Stiel, aus der mittleren der Bauchtheil, aus der dreiseitigen Scheitelzelle der Halstheil des Archegoniums hervor. Hierzu kommt noch die durch die Wand mm' (Fig. 37) abgeschnittene und mehr oder minder tief zwischen die Segmente eingekeilte Fusszelle.

In seiner Anlage besteht der Bauchtheil, wie oben bemerkt, aus der von 5 Wänden umschlossenen Centralzelle und 3 Wandzellen. Wenn sich die erstere streckt, wachsen auch die letzteren empor und erhalten bald eine radiale und hierauf eine horizontale Theilung (Fig. 55, 3—3'). Gedrückt von der sich ausdehnenden Centralzelle, wölben sich die Wandzellen nach aussen und werden zum Theil nochmals durch radiale (Fig. 46 B $a—a$, $a''—a''$; *A* $a'—a'$) und horizontale Wände (*C* 4 $a—a$, $a'—a'$) getheilt. Dann treten in allen Wandzellen fast gleichzeitig tangentiale Wände auf, welche unter sich meist correspondiren. Einzelne horizontale und radiale Theilungen in der äussern Wandschicht bilden den vorläufigen Abschluss. Der Bauchtheil besteht nun aus der länglich, sphäroidischen Centralzelle und einer zweischichtigen Wandung, deren innere Zellschicht sehr zarte Membranen besitzt.

Die Bildung des Archegoniumhalses ist in den Grundzügen bereits erörtert worden. Fig. 39 *A* bis *C* wird die weitere Differenzirung klar machen. Betrachtet man nämlich die rechtwinkelig zur Achse abgeschnittene Spitze eines jungen Halses von oben, so bemerkt man bei höchster Einstellung zunächst die dreiseitige Scheitelzelle mit den sie umschliessenden Segmenten. Im ältesten Segment ist bereits eine radiale Wand entstanden

(*a—b*). Bei tieferer Einstellung gehen die gebogenen Seiten in gerade Linien über (*B deg*). Tritt die basilare Wand in den Focalabstand, so erscheinen plötzlich die drei radialen Wände in den drei Wandzellen der bereits gebildeten obersten axilen Zelle (*B r*). Bei tiefster Einstellung endlich sieht man im Centrum ein reguläres Sechseck, welches dadurch entstanden, dass die radialen Wände die drei verticalen der axilen Zelle ein wenig nach aussen gezogen (Fig. 39 *C*). Gewöhnlich erfolgt die Segmentirung der Scheitelzelle dergestalt, dass die neu auftretende Wand der drittletzten parallel läuft, weshalb dann die durch Verschiebung senkrecht gewordenen Wände correspondiren. Zuweilen springt aber die neue Wand in anderer Richtung ein und dadurch wird eine abweichende Stellung der senkrechten Commissuren veranlasst (Fig. 46 *B n—x*). Unmittelbar über der Centralzelle werden die peripherisch gelegenen Zellen des Halses nochmals getheilt. Entweder schliessen sich die auftretenden Wände den tangentialen der Bauchwand an, oder, und das kommt häufiger vor, in jeder Zelle springt von der Mitte einer radialen Wand eine Wand nach der freien Aussenwand der Zelle über, der dann eine zweite, senkrecht sowohl auf der neuen, als auf der andern radialen Wand folgt (Fig. 44 *B*). — Zu gleicher Zeit erweitert sich der Hals in seinem obern Theile etwas keulenförmig. In einer der äussern Zellen bildet sich nämlich eine Scheidewand, welche von der Basis einer der radialen Wände ausgehend, die Zelle in schiefer Richtung durchsetzt und die obere, horizontale Wand ungefähr in der Mitte erreicht (Fig. 44 *A* ab). Diese trennende Wand setzt sich in den darüber liegenden Zellen fort, doch so, dass die schräge Richtung in die verticale übergeht und eine Wendung derselben in die radiale Stellung stattfindet. Zugleich erweitern sich die Tochterzellen, und auf einem höher gelegenen Durchschnitt erscheint ein reguläres Siebeneck. Auf gleiche Weise geht zuweilen die siebenreihige peripherische Zellsäule in eine achtreihige über. — Die Thätigkeit der Scheitelzelle erhält endlich ihren Abschluss, indem quer durch dieselbe eine verticale Wand hindurchsetzt, der in den beiden Tochterzellen eine zweite im rechten Winkel meist unmittelbar folgt (Fig. 40 *A*, *B*). Die obere Wand der letzten axilen Zelle wird in der Mitte nach oben gezogen, und auf ihren Böschungen rechtwinklig entstehen in den

Endzellen noch einige Wände, welche sich an die verticalen der oberen Halszellen anschliessen.

Die Differenzirung der Stielzelle des Archegoniums wird durch eine senkrechte, diametrale Wand eingeleitet (Fig. 38 *D*, *dd* im Querschnitt *A r—r*), die sich bis in die eingekeilte Fusszelle fortsetzt (Fig. 42 *C r—r*). Dann folgt eine Theilung ins Kreuz (Fig. 38 *D*) [1]), und hieran schliessen sich horizontale Theilungen. Die im Querschnitt dreiseitigen Zellen gliedern sich in drei, indem von der Mitte der einen radialen Wand aus eine verticale Wand nach der Mitte der freien Aussenwand überspringt (Fig. 45 *C a—b*) und die dadurch entstandene trapezförmige Zelle eine nochmalige Theilung im rechten Winkel zu dem andern Radius erfährt (Fig. 45 *A c—d*). Die ferneren Theilungen sind aus dem Querschnitt Fig. 45 *B* ersichtlich, welcher unterhalb der Centralzelle eines fast reifen Archegoniums genommen worden. In den peripherisch gelegenen Zellen zeigen sich tangentiale und radiale, in den central gelegenen Zellen dem Radius rechtwinkelige Wände. Da die untersten Zellen, welche durch die horizontalen Theilungen abgeschnitten wurden, nur wenige, die höher gelegenen immer mehr, die Zellen unmittelbar unter der Eizelle die meisten Theilungen erfahren, so erhält der Archegoniumstiel die Gestalt eines Kegels, der mit seiner abgestumpften Spitze auf der mehrfach getheilten Fusszelle aufsitzt (Fig. 47).

Die später auftretenden Archegonien entsprossen bei schlanken Stämmchen aus den von der Scheitelzelle abgeschnittenen Segmenten, und zwar so, dass dem jüngsten Segment das älteste, dem ältesten das jüngste Archegonium entspricht. Man vergleiche Fig. 43 die nach der Ordnung der Segmente um das scheitelständige Archegonium gestellten Anlagen 1, 2 und 3, denen dann die Perichätialblätter bis 8 folgen. Das Archegonium 2 hat genau seitliche Stellung. Die Wand *c—d* entspricht der Wand *m—m'* in Fig. 38 *A* und 37, die Wand *a—a'* der gleichnamigen in den genannten Figuren. Weil das junge Organ aus der schrägen in die verticale Stellung überzugehen strebt, schneidet die Wand *a—a'* zuweilen die Wand *m—m'*. Die Folge davon

---

[1]) Ganz so ist die erste Theilung in der Stielzelle von Marchantia polym. Strasburger, a. a. O. p. 416.

ist, dass sich der Stiel mehr oder weniger gekrümmt ausbildet. In x—x' erkennt man jene Wand, durch welche das Organ von dem centralen Gewebe der Achse gesondert wird. Es ist also die Mutterzelle des Archegoniums auf dieselbe Weise gebildet worden, wie die Mutterzelle eines Blattes. Wenn sich der freie, eiförmige Theil des jungen Archegoniums innerlich gliedert, wird das kathodische und dann das anodische Stück des Segments durch eine radiale Wand abgeschnitten (41 Segm. 2 mit Arch. 3; Segm. 3 mit Arch. 4). Beim dritten Segment treten diese Theilungen bereits ein, wenn eben erst die mamillenartige Auswölbung begonnen. Wird, wie bei den robusteren Sprossen, auch noch das 4. Segment zur Archegoniumanlage verwendet, so gehen die radialen Theilungen der Anlage voraus. Die abgeschnittenen Stücke erfahren gewöhnlich noch eine Theilung und können ihrerseits ebenfalls Archegonien den Ursprung geben; natürlich aber, dass dann eine nähere Bestimmung des Entstehungsortes nicht mehr möglich ist. — Aus dem allen folgt, dass die Archegonien morphologisch eben so ungleichwerthig sind als die Antheridien: Das erste kann man als metamorphosirte Achse, die zwei oder drei folgenden als metamorphosirte Blätter betrachten, und erst die übrigen fallen als Sprossungsprodukte aus Oberhautzellen unter den Begriff der Trichome.

Die Bildung der Eizelle des Sporogoniums im Centralraume des Archegoniumbauches, die Verflüssigung der trennenden Wände in der axilen Zellreihe des Halses kurz vor der vollendeten Ausbildung, die schliessliche trichterförmige Oeffnung des Organs zur Zeit der Befruchtung: das alles erfolgt bei Andreaea ganz ähnlich wie bei den übrigen Laubmoosen, so dass ich den gründlichen Auseinandersetzungen Hofmeister's [1]) in dieser Beziehung nichts hinzuzufügen habe.

Den Eintritt der Spermatozoiden in den Halscanal des Archegoniums habe ich leider nicht beobachten können. Der Umstand, dass die kugelförmige Anschwellung der Zellen um den Halsscheitel und ihr schliessliches Auseinandertreten ebenso sehr, wie die Oeffnung der Antheridien durch Zutritt von Wasser begünstigt wird, macht es wahrscheinlich, dass die Befruchtung

[1]) Vergl. Unt. p. 66 u. 67.

nur bei feuchter Witterung erfolgt. Wenn die dicht gedrängten Räschen durch Thau und Regen vollständig gesättigt sind, findet ein ununterbrochener Wasseraustausch zwischen den einzelnen Stämmchen statt. Dann mögen wohl die rinnenden Tropfen die beweglichen Schwärmer in den männlichen Blüthen aufnehmen, um sie den weiblichen Sprossen zuzuführen. Gewöhnlich bringt nur ein einziges Archegonium seinen Embryo zur Ausbildung. Es ist meistentheils das axile, weil dieses, wie die Entwickelungsgeschichte gezeigt, am ersten heranreift und sich dem befruchtenden Sperma bereits öffnet, wenn die übrigen noch in der Bildung begriffen sind. Das Wachsthum des jungen Embryo und die lebhafte Zellenvermehrung im basalen Theile des Archegoniums nimmt dann die vegetative Kraft des Sprosses so vollständig in Anspruch, dass die übrigen, wenn auch befruchtet, ihren Embryo höchstens bis zu den ersten Stadien der Entwickelung bringen und endlich mit ihm verkümmern. Unterbleibt in Folge ungünstiger äusserer Verhältnisse die Befruchtung eines Archegoniumstandes ganz, so sprosst unmittelbar unter demselben eine Nebenachse empor. Indem sie sich streckt, drängt sie die kurze Spitze der Hauptachse mit den Archegonien zur Seite und bildet endlich die unmittelbare Verlängerung der Hauptachse, während die vertrockneten Archegonien oft tief unter dem Vegetationskegel aus den Winkeln der Blätter hervorgegangen zu sein scheinen.

Das Sporogonium.

Kaum mag etwas zierlicher sein, als die glänzend braunen Kapseln der Andreaeaceen, welche sich bei ihrer Oeffnung mit vier kreuzförmig gestellten Bogen kronenartig auf zartem, weissem Träger über die düstern Moospolster erheben. Untersucht man dieselben näher, so findet man, dass die oben zusammenhängenden Klappen in ein kleines Spitzchen auslaufen, auf welchem eine zarte Haube ziemlich fest aufsitzt. Nach unten zu sind die braunen Klappen scharf gegen den gelben ringsum geschlossenen Basilartheil abgesetzt, und im Innern erhebt sich eine cylindrische Columella, doch ohne den Scheitel zu erreichen. — Mancherlei Fragen drängen sich auf: Ist die vierklappige Form der Wandung

in der früheren Entwickelung des Organs begründet, und wenn dies der Fall, wann wird sie angelegt? Ragt die Columella ursprünglich bis zum Scheitel empor und wird später resorbirt, oder wird sie von allem Anfang an gleich anders angelegt, als bei den höheren Moosen? Existirt ein cylindrischer Hohlraum zwischen der Wandung und der sporenbildenden Zellschicht, oder fehlt er, wie bei den Sphagnaceen, gänzlich? Wann wird die Haube von der Vaginula losgerissen, und welches ist die Ursache der Trennung? Hat das Pseudopodium den gleichen morphologischen Charakter wie bei den Sphagnaceen, und in welchem Verhältniss steht es zum Sporogonium? — Die Darstellung der Entwickelungsgeschichte wird zugleich die Beantwortung dieser Fragen in sich schliessen.

Gleichen auch die Andreaeaceen in Betreff der ersten Fruchtanlage den meisten der untersuchten höheren Moose, so bietet doch die weitere Entwickelung so viel Charakteristisches, dass sie unser Interesse in besonderem Grade in Anspruch nehmen mag. Bald, nachdem die Eizelle befruchtet worden, schwillt sie bedeutend an und wird dann durch eine horizontale, seltener etwas geneigte Wand in zwei Zellen zerlegt (Fig. 48 *a—a'*). Hierauf folgt in der obern Zelle eine geneigte Wand, die die horizontale etwa in der Mitte schneidet, in der untern hingegen eine verticale (Fig. 49 *b—b'*) oder steil abfallende (Fig. 50 *c—c'*), sehr selten eine horizontale Wand (Fig. 51 *g—g*) zuweilen erfolgt die Theilung in der untern Zelle eher als in der obern. Die obere Zelle ist die Scheitelzelle der jungen Fruchtanlage; sie geht (von oben betrachtet) aus dem Kreisförmigen allmählich in das Ovale über und theilt sich constant durch abwechselnd rechts und links geneigte, einander genau diametral entgegengesetzte Wände (Fig. 52 *A* bis *C*). Die untere Zelle erfährt nur noch wenige Theilungen. Gewöhnlich folgt in der kleineren ihrer beiden Tochterzellen eine horizontale (Fig. 57 *m—m'*) oder geneigte, in der benachbarten eine nach der entgegengesetzten Seite geneigte Wand; mitunter unterbleibt auch die Theilung in der einen Zelle ganz. Inzwischen beginnt die weitere Gliederung in den von der Scheitelzelle abgeschnittenen Segmenten. Dieselben werden zuvörderst durch genau radiale, senkrechte Wände getheilt. Man vergleiche bei Fig. 53 *B*, welche den jungen Embryo bei *A* um 90° nach rechts gedreht darstellt,

die Wände $a—a'$ in den Segmenten 2 und 4, und die Wände $b—b'$ (bei tieferer Einstellung gezeichnet) in den Segmenten 1 und 3. Dass die Theilungen wirklich radiale seien, wird durch Querschnitte entschieden; denn diese zeigen zwei kreuzförmig sich schneidende Linien. Die eine, mehr oder minder diametrale entspricht dem steil abfallenden, innern Theile einer geneigten Wand, die andere, genau diametrale den radialen Theilungswänden zweier einander gegenüberliegenden Segmente. Da die Scheitelzelle des jugendlichen Sporogoniums ungemein hoch gewölbt ist, so werden bei der Betrachtung von oben die freien Aussenkanten der jüngsten Segmente nicht sichtbar. Wenn man, die Einstellung wechselnd, die zweischneidige Scheitelzelle sucht, findet man statt derselben die kreuzförmige Theilung, welche den oberen Segmenten entspricht. Ferner entstehen in den getheilten Segmenten fast gleichzeitig mit den radialen Wänden andere, welche theils mit den grund-, theils mit den scheitelsichtigen Wänden nahezu parallel laufen (Fig. 53 *A* $e—e'$, $n—n'$).

Für die weiteren Gliederungen im untern Theile des Embryo lässt sich ein leitendes Gesetz nicht entdecken, zumal da die peripherisch gelegenen Zellen sich stark und oft ungleichmässig nach aussen wölben, wodurch die Commissuren mehrfach verschoben werden. Nur so viel ist klar zu erkennen, dass die Zahl der Theilungen nach oben zunimmt, so dass der untere Theil eine kegelförmige Gestalt erhält.

Mit ausserordentlicher Regelmässigkeit gehen hingegen die Theilungen in der oberen Hälfte des Embryo vor sich. Die Oberflächenansicht eines schon ziemlich entwickelten Embryo Fig. 56 *A* und *B* (*B* = *A* um 90° nach rechts gedreht) lässt die Hauptsegmente 1 bis 10 ganz deutlich erkennen. Nicht minder deutlich ist das von unten nach oben fortschreitende intercalare Wachsthum. Ebenso sind die primären radialen Theilungen bei *B* vom Scheitel bis zur Eizelle herab sicher zu verfolgen. Endlich kann auch darüber kein Zweifel sein, dass die dem horizontalen Theile der Segmente parallel laufenden Wände wirklich horizontal gelegt sind. Aber welche Stellung haben die zahlreichen, nach den primären radialen Theilungen entstehenden senkrechten Wände zur Achse? Bei seitlicher Betrachtung möchte es scheinen, als ob sie gleichfalls in radialer Richtung nach innen verliefen, wie

dies nach HOFMEISTER[1]) bei den höheren Moosen der Fall ist (Vergl. Fig. 54 *a—a'*, *b—b'*). Indess, Querschnitte und Scheitelansichten abgetrennter Spitzen zeigen etwas ganz anderes. Fig. 57 *A* bis *D* stellt die vier Ansichten dar, welche von einer Embryospitze, bei verschiedener Einstellung von oben betrachtet, erhalten wurden. *A* zeigt die Form der Scheitelzelle und auf dem Grunde derselben die steil abfallende Innenwand des letzten Segments (*ab*). Weil nun das Object nicht verrückt wurde, so entspricht die Wand *ab* in *B* einer ähnlichen, tiefer stehenden Segmentwand; folglich sind *cr*, *cr'* in *B* die primären radialen Theilungen. Jetzt können wir die neu aufgetretenen Wände verfolgen. Sie setzen sich im rechten Winkel an die steil abfallende innere Segmentwand und erreichen, anfänglich mit den radialen parallel laufend, im sanften Bogen die freien Aussenwände (*d—d'*, *e—e'*). Dies geschieht in allen 4 Zellen genau in derselben Weise. Weil jetzt in der Richtung *ab* vier Zellen, in der Richtung *rr'* nur zwei Zellen liegen, so ist das Breitenwachsthum in der erstgenannten Richtung bedeutender; daher wird die Eiform der Scheitelzelle bei den tiefer stehenden Segmenten in die Kreisform übergeführt. Sobald diese erreicht ist, erfolgt in allen Zellen eine neue Theilung, die der vorhergehenden mit dem einzigen Unterschiede völlig analog ist, dass sich die Wände nicht an die steilen Segmentwände, sondern an die primären radialen ansetzen (*C* 4—4') und anfänglich mit der durch die innere Segmentkante vertical gelegten Ebene nahezu parallel laufend die freien Aussenwände erreichen. Der Querschnitt zeigt nun erstlich 4 quadratisch um das Centrum geordnete Zellen: vier kleinere Quadrate bilden ein grösseres, das wir als das Grundquadrat des Organs bezeichnen wollen, weil es von besonderer morphologischer Bedeutung ist. Um das Grundquadrat sind dann noch 12 peripherische Zellen gestellt und zwar 8 paarweise geordnete, nahezu oblonge, und in der Richtung der Diagonalen 4 grössere, gleichschenkelig dreieckige Zellen. Wie aus Fig. 57 *C* ersichtlich, treten in den peripherisch gelegenen Zellen wiederum den primären radialen Wänden parallele Theilungen ein (5—5'), an die sich in gleicher Weise wie früher Wände im rechten Winkel zu jenen anschliessen. Doch wird oft

[1]) Vergl. Unters. p. 69.

jetzt schon, noch ehe diese Theilung zu Ende, eine neue Theilungsfolge in den dreiseitigen Eckzellen eingeleitet. Dem angegebenen Gesetz zufolge sollten sich hier die beiden neuen Wände kreuzen, wie das auch noch in der Zelle *m* Fig. 57 *D* der Fall ist. Allein gewöhnlich erreicht die zuerst entstehende Wand, sich stärker krümmend, die Mitte der freien Aussenwand (5—5′ in *D*), weshalb dann die secundäre, rechtwinkelig zu ihr sich bildende Wand nur an die primäre Wand anstösst, ohne sich durch die benachbarte Tochterzelle hindurch bis an die Peripherie fortzusetzen (die Zellen *n* in Fig. 57). Anstatt 3, wie sonst in den Eckzellen, entstehen nur 2 peripherische Zellen, und dadurch wird die quadratische Grundform des Centrums nach aussen hin in die Kreisform übergeführt. Von jetzt ab entstehen nur noch tangentiale und radiale Wände in abwechselnder Reihenfolge. Zuweilen tritt die oben erwähnte Ueberführung bereits bei Anlegung des Grundquadrates ein, wie sich das aus Fig. 58 ergiebt, welche einen Querschnitt durch einen, noch im Archegonium-Bauche eingeschlossenen Embryo darstellt. Man sieht, dass die den Wänden *dd′*, *ee′* in Fig 57 *B* entsprechenden Wände die freie Aussenwand in der Mitte erreicht haben (*d*, *d′*, *e*, *e′*) und dass in Folge dessen die Wände 4—4′ von der radialen aus nur bis zur Wand 3 reichen. Der neu eingetretene Wechsel tangentialer und radialer Theilungen ist aus dem Bilde ohne weitere Bemerkung ersichtlich. Das Bildungsgesetz lässt sich demnach in folgender Weise formuliren:

Nachdem durch die Segmentirung der Scheitelzelle und die darauf folgende radiale Theilung der junge Embryo im Querschnitt 4 kreuzförmig gestellte Zellen erhalten, wechseln solche Theilungen, die den primären radialen nahezu parallel verlaufen, mit solchen, welche rechtwinkelig auf jenen erfolgen, so lange streng regelmässig ab, bis in den in der Richtung der Diagonalen des Grundquadrates liegenden dreieckigen Zellen die neu auftretenden Wände die Mitte der freien Aussenwand erreichen. Wenn dies geschehen, setzen sich die secundären Wände nicht bis an die Peripherie in den erwähnten Zellen fort, sondern reichen nur bis an die kurz vorher ent-

standenen Wände. Wechselnd tangentiale und radiale Theilungen vollenden hierauf das peripherische Wachsthum des Organs.

Während der junge Embryo auf diese Weise in die Dicke wächst, streckt er sich durch intercalares Wachsthum in die Länge und stellt bald einen cylindrischen, in der Mitte etwas eingeschnürten unten und oben zugespitzten kegelförmigen Körper dar (Fig. 56). Ein Blick auf Fig. 56 *A* und *B* lässt erkennen, dass sich die horizontalen Wände in den einzelnenSegmenten von oben nach unten mehren, bis sie in der Region x, also im 8. und 9. Segment ihre grösste Zahl erreichen. Unterhalb dieser Stelle ist die Gliederung weit unbedeutender, und die prismatischen Zellen gehen allmählich in die kugelförmig gewölbten des untern Endes über. Durch fortgesetzte Theilung in allen Richtungen des Raumes geht aus dem untern Theil des Embryo der Fuss des Sporogoniums hervor. Er bohrt sich, wie bei Sphagnum in den basalen Theil des Archegoniums ein, bildet sich aber nicht wie dort, zum breiten Kuchen um, sondern behält seine ursprüngliche kegelförmige Gestalt. Der untere Theil der Eizelle ist daher bei einem axilen Längsschnitt durch die reife Frucht noch wohl zu erkennen. In Folge einer lebhaften Zellenvermehrung, sowohl im Basilartheil des Archegoniums, als auch in der Scheitelregion des Stämmchens bildet sich eine den Fuss dicht umschliessende Vaginula. Anfänglich aus mehreren Zellschichten bestehend, zeigt sie deren bei vollendeter Ausbildung in ihrem obern Theile nur zwei, weil die inneren durch seitlichen Druck resorbirt werden (Fig. 63 *v*). Der Archegonienbauch umhüllt noch lange als schützende Hülle das fortwachsende Sporogonium (Fig. 59). Zur Zeit der Befruchtung nur zweischichtig, erfährt er während der Evolution der Fruchtanlage noch mehrere tangentiale Theilungen, die mit radialen und horizontalen abwechseln. Sind aber die zarten innern Schichten durch den Druck des sich ausdehnenden Sporogoniums zerstört worden, dann finden nur noch vereinzelte radiale und horizontale Theilungen statt, wobei die letzteren überwiegen. Endlich unterbleiben auch diese, und das weitere Wachsthum geschieht nur noch durch einfache Streckung der Zellen, besonders im mittleren Theile. Da sich aber zu dieser Zeit das Sporogonium noch bedeutend vergrössert,

so reisst schliesslich der Archegoniumbauch an der am meisten gespannten Stelle ringsum unregelmässig durch. Der obere Theil wird mit emporgehoben [1]) und krönt als zarte, weissliche Haube mit dem rothbraunen Halse von nun an den Fruchtscheitel (Fig. 63 *r*), während der untere Theil als häutiger Streifen die Vaginula umsäumt (Fig. 63 *m*, 67 *m*). Die Zeit der Trennung ist bei den verschiedenen Kapseln verschieden. Gewöhnlich erfolgt sie, wenn die Urmutterzellen der Sporen ihre ersten Theilungen beginnen, zuweilen aber auch erst dann, wenn sich die Sporenbildung ihrer Vollendung nähert, zur Längsspannung sich also eine bedeutende Steigerung der Querspannung gesellt.

Ein ganz besonderer Schutz wird dem heranwachsenden Sporogonium durch die Perichätialblätter gewährt. Anfänglich den Archegonienstand nur muschelförmig umgebend, beginnen sie mit der Befruchtung der Eizelle ihr ferneres, äusserst lebhaftes Wachsthum. Sie greifen mit ihren Rändern mehr und mehr über einander, bis sie scheidenförmig 1—1½ mal die junge Frucht umgeben. Zugleich erfährt das Blattgewebe zahlreiche Quertheilungen und Streckungen, so dass sich die Blattspitzen über die Frucht erheben und sie demnach vollständig umschliessen.

Aus der schwach eingeschnürten Region des Embryo entwickelt sich der kurze Hals, der sich durch intercalares Wachsthum etwas in die Länge streckt (Fig. 59 *b*). Die Zelltheilungen treten hier weit weniger zahlreich auf als in dem oberen Theile der Fruchtanlage. Da sie sehr regelmässig erfolgen, zeichnen sich die Halszellen sowohl im Längsschnitt als Querschnitt durch ihre gleiche, prismatische Gestalt aus. Die Membranen sind dünner, aber weit derber als im Fusstheile des Organs.

Nachdem der Fuss des Sporogoniums seine definitive Ausbildung in der Vaginula erhalten, setzt der obere Theil sein Wachsthum innerhalb des Archegonienbauches fort. Andreaea unterscheidet sich dadurch von Sphagnum; denn bei diesem wird der im Archegonium befindliche Theil der Fruchtanlage resor-

---

[1]) Bei Sphagnum durchbricht der Fruchtscheitel das Archegonium meist seitlich (Schimper, Torfm. Taf. XII). — Die sphärische Gestalt der Kapsel bei Sphagnum, die ovoidische bei Andreaea bringt es mit sich, dass das, was dort Regel, hier Ausnahme, was dort Ausnahme, hier Regel ist.

birt[1]), und die Ausbildung der Frucht geht unterhalb desselben im Receptaculum vor sich. Dagegen stimmen beide Gruppen darin überein, dass sich das Gewebe des jugendlichen Sporogoniums in drei deutlich gesonderte Schichten differenzirt. Wie der Querschnitt zeigt, wird eine centrale Schicht quadratischer Zellen von einer einfachen Schicht grosser nach aussen gewölbter Zellen umschlossen; um diese aber gürtet sich ein breiter concentrischer Ring kleinerer Zellen (Fig. 60). Längsschnitte ergänzen das Bild dahin, dass sowohl die centrale als auch die peripherische Schicht ihr Gewebe nach abwärts continuirlich fortsetzen, dass hingegen die einfache Ringschicht, noch ehe sie die eingeschnürte Stelle erreicht, plötzlich abbricht, dass endlich der obere Theil der centralen Schicht den Scheitel nicht erreicht, sondern von der grosszelligen und der breiten peripherischen Schicht kuppenförmig überwölbt wird (Fig. 63). Wie aus der Entwickelungsgeschichte ersichtlich, bildet die äussere Schicht die Kapselwand, die centrale Schicht die Columella, und die zwischen beiden liegende Mittelschicht die Urmutterzellen der Sporen.

Während die Urmutterzellen der Sporen zu ihrer definitiven Grösse heranwachsen, wird die Zellgliederung in der Columella und Wandung vollendet. — Der mittlere Theil der Columella bleibt jetzt schon unverändert, dagegen findet in jenen Zellen, welche unmittelbar an die Mutterzellenschicht anstossen, eine nochmalige Theilung besonders in horizontaler, aber auch in tangentialer und radialer Richtung statt, weshalb sich die peripherisch gelegenen Zellen der Columella durch ihre Kleinheit auszeichnen. Da auch die weiter nach innen gelegenen Zellen einige Theilungen erfahren, so ist der Uebergang zu den centralen Zellen kein schroffer (Fig. 63*c*). — Sehr regelmässig sind die Theilungen in der umhüllenden Wandung der Kapsel. Weil die radialen Wände nach aussen hin zahlreicher auftreten, so erscheinen die peripherischen Zellen im Querschnitt kleiner, als die in der Nähe der Sporenmutterzellen (Fig. 60). Im Längsschnitt betrachtet findet dagegen das Umgekehrte statt, weil die horizontalen Theilungen von innen nach aussen successiv abnehmen. Eben deshalb

[1]) Nach Schimper, Torfm. p. 51.

haben die inneren Zellen eine rundlich quadratische, die äusseren eine schmal langgestreckte Form (Fig. 63 *w*). Combinirt man die beiden Bilder, so ergiebt sich, dass die innersten Schichten der Wandung aus liegenden, die äussersten aus stehenden, die mittleren aus tafelförmig prismatischen Zellen zusammengesetzt sind. — Ist nun auch die Zellschicht, durch welche die Mutterzellenschicht der Sporen sowohl von Seiten der Wand, als von Seiten der Columella begrenzt wird, morphologisch gegen die übrigen Schichten nicht scharf zu scheiden, so mag sie gleichwohl immerhin als Sporensaek bezeichnet werden, da sie sich im jugendlichen Zustande durch ihren Reichthum an Chlorophyll auszeichnet und später eine eigenthümliche Veränderung erfährt. Wie die verschiedenen Entwickelungsstadien entsprechenden Abbildungen 60, 62 und 63 zeigen, fehlt der cylindrische Hohlraum zwischen Sporensack und Kapselwand, welcher den höher stehenden Moosen[1]) so charakteristisch ist, bei Andreaea vollständig. Die Andreaeaceen offenbaren auch in dieser Beziehung ihre nahe Verwandtschaft zu den Sphagnaceen[2]) — Die Gliederung der Wandung erreicht dadurch ihren vollständigen Abschluss, dass in der Epidermis in vier senkrecht stehenden Zellreihen eine noehmalige tangentiale oder radiale, seltener eine tangentiale und radiale Theilung zugleich eintritt. Diese Zellreihen sind gleichweit von einander entfernt und stehen, wenn man sie auf das Grundquadrat bezieht, genau in der Richtung der Diagonalen desselben (Fig. 60 *x*).

Wenn die Urmutterzellen der Sporen vollständig ausgebildet sind, zeichnen sie sich durch ihre fast kubische, nach innen etwas keilförmig verengte, aussen und innen mehr oder minder abgerundete Gestalt aus. Jede derselben theilt sich entweder in zwei oder drei, meist aber in vier Zellen; im letzteren Falle sind die Tochterzellen eben so oft neben einander als im Tetraeder geordnet. In manchen Sporogonien erfolgt diese Theilung nicht streng gleich-

---

[1]) Lantzius-Beninga in Nova Acta Acad. Leopold. 1847. — Selbst bei Archidium, dem die Columella fehlt, ist er vorhanden: Hofmeister: Ber. d. k. Sächs. Gesellsch. d. Wiss. 1854.

[2]) Schimper, Torfm. Taf. X. u. XI.

zeitig. Dann drücken sich die sich ausdehnenden, bereits getheilten Zellen tiefer in die Columella ein und geben derselben ein buchtiges Ansehen (Fig. 62). Aus den Tochterzellen gehen durch eine der vorigen analoge Theilung die Mutterzellen der Sporen hervor. Diese isoliren sich und runden sich mehr oder minder ab (Fig. 65 *A* und *B*). Im Innern sondert sich das Plasma in 4 neben einander liegende oder tedraedrisch geordnete Theile, deren jeder sich mit einer Zellhaut umgiebt (Fig. 65 *C*, *D*; 66 *A*). Die zarte, glashelle Hülle wird in verschiedener Weise gelöst (Fig. 66 *B*, *C*) und die reifen Sporen treten aus, theils getrennt, theils in ihrer ursprünglichen Lage zusammenhängend (Fig. 66 *D*), um sich schliesslich bei gegenseitigem Durcheinanderschieben abzurunden. Die Andreaeaceen zeigen demnach hinsichtlich ihrer Sporenbildung nichts, was von den bekannten Vorgängen bei den höheren Laubmoosen wesentlich abwiche, so dass wir von der Darstellung der Einzelheiten absehen konnten.

Während die Sporen ihrer Ausbildung entgegengehen, werden die Zellen des Sporensackes, zuweilen auch noch die angrenzende Zellschicht, besonders der Wandung, resorbirt. Ein bräunliches, dünnes Häutchen kleidet dann den ganzen Sporenraum aus (Fig. 61 *x*).

Im Durchschnitt betrachtet, erscheint die Columella des Sporogoniums immer mehr oder weniger viereckig, und zwar so, dass die abgeplatteten Seiten den Seiten des oft noch wohl erhaltenen Grundquadrates entsprechen. Die Ursache hiervon ist jedenfalls darin zu suchen, dass in Folge der eigenthümlichen Gliederung des Organs die Spannung in jenen Zellschichten, welche durch die Diagonalen des Grundquadrates getroffen werden, geringer ist als in den übrigen Theilen.

Auch die Wandung zeigt beim Heranreifen der Sporen mancherlei Veränderungen. Nicht nur, dass durch den bedeutenden Druck von innen die radialen Commissuren verschoben werden und die Zellen eine platte Gestalt erhalten, es bildet sich auch in den Zellen der Epidermis eine ansehnliche Verdickungsschicht, die oft nur noch kleine Lumina übrig lässt (Fig. 61). Die Verdickungen reichen aber in ihrer vollen Stärke ebensowenig bis zum Scheitel, als bis zur Basis des Organs. Im ersten Drittel unten beginnend, brechen sie im obern Fünftel ab, umziehen also

als breiter Gürtel das eiförmige Sporogonium (Fig. 67, *d* bis *e*). Indess auch in der letzteren Richtung nicht ohne Unterbrechung; denn in jenen vier verticalen Zellreihen, die, in der Richtung der Diagonalen des Grundquadrates liegend, eine nochmalige Theilung, wie oben gezeigt, erfahren haben, fehlen sie ganz. Fig. 61 *a* zeigt eine solche Stelle bei starker Vergrösserung. In den genannten Zellen liegen, wie in den übrigen Zellen der Wandung, noch einige Chlorophyllkörner, während dieselben in den verdickten Epidermiszellen vollständig resorbirt sind.

Die Innenseite der Verdickungsschichten ist mit einem dunkelbraunen, oft rein schwarzen Pigment gefärbt, welches nach aussen hin allmählich lichter wird. Zuweilen unterbleibt diese Färbung in den Nachbarzellen der durchbrochenen Stellen.

Da in Folge der zahlreichen Theilungen in den Mutterzellen der Sporen der obere Theil der Kapsel schon frühe nach oben zu sich halbkugelig abrundet (Fig. 49), so bildet sich die Scheitelzelle mit ihren letzten Segmenten zum kleinen, warzenartigen Spitzchen um (Fig. 67 *g*).

Haben die Sporen ihre definitive Ausbildung erreicht, dann erfolgt im Pseudopodium eine bedeutende Zellstreckung. Die Kapsel drängt sich zwischen den Perichätialblättern hindurch und tritt auf zartem, weissem Stiele hervor. Die Streckung ist so stark, dass eins von den an der Basis stehenden, verkümmerten Archegonien dann und wann mit emporgehoben wird und dem Pseudopodium eingefügt scheint (Fig. 67 *a*). Das Pseudopodium zeigt im Querschnitt völlig gleichwerthige Zellen. Ein centraler, scharf gegen das übrige Gewebe abgesetzter Zellstrang, wie er bei der ächten Seta selbst jener Moose vorkommt, die seiner im Stämmchen entbehren[1]), fehlt gänzlich. Anfänglich ein weicher, leicht verletzbarer Stiel, wird das Pseudopodium späterhin starr und hart, indem in den Membranen regelmässige Verdickungsschichten entstehen (Fig. 70); es verhält sich also dem Pseudopodium der Sphagnaceen ganz analog[2]).

Ueber das Perichätium emporgehoben, öffnet sich das Sporo-

---

[1]) G. Lorentz: Grundlin. z. ein. vergl. Anat. d. Laubm.: Pr. J. f. w. B. VI, 394.

[2]) Schimper: Torfm. Taf XII.

gonium dadurch, dass sich die verdickte Epidermisschicht in Folge ihrer hygroskopischen Beschaffenheit bei trockenem Wetter zusammenkrümmt, die peripherische Spannung vermehrt und schliesslich das Zerreissen der vier parenchymatischen Zellsäulen[1]) der Oberhaut und des darunter liegenden Wandgewebes herbeiführt. Auf vier Seiten ist nun den Sporen ungehinderter Austritt gestattet. Bei feuchter Witterung schliessen sich die Klappen wieder zusammen und legen sich mit ihren Rändern dicht an einander, um sich bei wieder eintretender Trockenheit von neuem zu öffnen. Sie verhalten sich demnach ganz ähnlich wie die Peristome mancher höheren Moose. Indem sie nur bei trockenem Wetter die Sporen ausstreuen, tragen sie nicht wenig zu deren Verbreitung bei. Dass bei der erstmaligen Oeffnung die Sporen nicht alle austreten können, ergiebt sich schon aus der Stellung der Klappen zu der prismatischen Columella. Weiter kommt noch hinzu, dass der Sporensack tief unter den Insertionspunkt der Klappen in den ringsum vollständig geschlossenen Basilartheil der Büchse hinabreicht (Fig. 67 *o*) und die in ihm liegenden Sporen erst beim Vertrocknen und Zusammenschrumpfen dieses Theiles zum Ausstreuen emporgehoben werden.

Werfen wir zum Schluss noch einen Blick auf die Scheitelansicht der geöffneten Kapsel (Fig. 69), so erkennen wir auch hier wieder das Grundquadrat, auf dem sich das Spitzchen als flache Pyramide erhebt, während die Klappen an den Seiten inserirt sind und die Risse in der Richtung der Diagonalen liegen.

Ueber den Zeitpunkt der Reife herrscht bei Andreaea petrophila noch ziemliche Ungewissheit, wie denn auch manche Floren eine darauf bezügliche Angabe völlig unterlassen. So weit

---

[1]) Wie bekannt springen die Kapseln von Andreaea nivalis gar oft nicht mit 4, sondern mit 6 Längsspalten auf. — Dass auch in diesem Falle eine entsprechende Anzahl von Zellsäulen in der Epidermis von Verdickungsschichten frei bleibt, darf man wohl von vorn herein als gewiss annehmen. Dagegen werden spätere Untersuchungen zu entscheiden haben, ob auch hier bei der Gliederung des Embryo ein Grundquadrat angelegt wird, zu welchem dann die Spalten in einer bestimmten Beziehung stehen müssten, oder ob vielleicht die primären radialen Theilungen einem ganz andern Gesetze folgen.

meine Beobachtungen reichen, kann ich dem Urtheil Milde's,[1] welcher den Sommer nennt, im Allgemeinen nur beistimmen; denn überall da, wo sich das Moos unter normalen Verhältnissen entwickeln konnte, fand ich Anfang und Mitte September die meisten Früchte. Oft aber ist der Standort des Mooses ein derartiger, dass die Kapseln erst im Spätherbst zur Reife kommen. Manche überwintern sogar in dem schützenden Perichätium, um erst im folgenden Frühjahre hervorzutreten und die Sporen auszustreuen. Es verhält sich hiermit ganz ähnlich, wie mit der Keimung der Sporen, mit der Antheridien- und Archegonien-Bildung. Zu ein und derselben Zeit sammelte ich je nach der Beleuchtung, dem Feuchtigkeitsgrade und der Höhe des Standortes Räschen mit Geschlechtsorganen in den verschiedensten Stadien ihrer Entwickelung. Neben jungen Antheridienständen fand ich solche, die ihre Spermatozoiden eben entleert hatten, neben den ersten Archegonienanlagen bereits befruchtete Archegonien und heranwachsende Sporogonien.

Die vorliegende Untersuchung abschliessend, fasse ich das Ergebniss in folgende Sätze:

1) Die Andreaeaceen stehen hinsichtlich ihrer ersten Keimungsstufen in naher Verwandtschaft mit den Jungermannien und Hymenophyllaceen. Sie entwickeln ein fädiges Protonema, wie die höheren Laubmoose, einen lappigen Flächenvorkeim, wie die Tetraphiden und Sphagnaceen. Dagegen haben sie in den vielverzweigten Vorkeimbäumchen ganz eigenthümliche Bildungen.

2) Die Anlage der beblätterten Achse, das Wachsthum mit einer dreiseitigen Scheitelzelle haben die Andreaeaceen mit den übrigen Laubmoosen, die Verzweigung und Blattstellung insonderheit mit den Acrocarpen gemein. Das Theilungsgesetz der Blattscheitelzelle entspricht theils jenem, welches bei den übrigen Laubmoosen, theils jenem, welches vorherrschend bei den Lebermoosen gilt.

3) Die Geschlechtsorgane der Andreaeaceen sind morphologisch von ungleichem Werthe. Wie das erste Antheridium, so entwickelt sich auch das erste Archegonium

[1] Bryol. Siles. p. 256.

unmittelbar aus der Scheitelzelle und ist daher ein metamorphosirter Spross. Eins bis drei der folgenden entstehen gewöhnlich aus den von der Scheitelzelle abgeschnittenen Segmenten und können daher als metamorphosirte Blätter gelten. Die übrigen gehen als Trichome aus den oberflächlich gelegenen Tochterzellen der älteren nicht zur Blattbildung verwandten Segmente hervor. Der morphologische Character der secundären Geschlechtsorgane ist demnach nicht völlig bestimmt.

4) Die Gliederung des Antheridiums geschieht, ähnlich wie bei Marchantia, schon sehr frühzeitig und zwar durch die ersten Theilungen der Mutterzelle. Die Differenzirung des Schlauches in Wandung und Centralraum erfolgt ganz wie bei Fontinalis, die Oeffnung zur Zeit der Reife ähnlich wie bei Sphagnum und den Jungermannien.

5) Die Archegonien gliedern sich wie bei Marchantia frühzeitig in den Bauchtheil mit der Eizelle, den Hals und Basilartheil. Sie wachsen in ihrem Bauch- und Halstheil mit einer dreiseitigen Scheitelzelle, deren Thätigkeit durch eine Theilung über das Kreuz abgeschlossen wird. Die zuerst gebildete Innenzelle ist die Mutterzelle des Sporogoniums. Der axile Zellstrang im Halse entsteht durch fortgesetzte Abschnürung der dreiseitigen Scheitelzelle mittels etwas geneigter Wände, welche aber immer erst dann auftreten, wenn in der Scheitelzelle drei neue Segmente gebildet worden sind. Der basilare Theil gliedert sich vorherrschend durch radiale, den radialen parallele und horizontale Theilungen. Die Bildung des Halscanals und der Eizelle, sowie die Oeffnung des reifen Organs geschieht in gleicher Weise, wie bei den übrigen Laubmoosen.

6) Die vier Längsspalten des Sporogoniums werden schon auf einer frühen Entwickelungsstufe durch ein eigenthümliches Theilungsgesetz vorbereitet. Es entsteht im oberen Theile der Achse des heranwachsenden Embryo ein vierseitig prismatischer Zellkörper, dessen Durchschnitt als Grundquadrat bezeichnet werden kann. In der Richtung der Diagonalen desselben unterbleiben in der Epidermis die Verdickungsschichten; in Folge dessen zeigt die Epidermis zur Zeit der Reife vier parenchymatische Zellsäulen, welche bereits kurz nach Beginn der

Urmutterzellenbildung durch nochmalige Zelltheilung angelegt werden. Sobald sich die vertrocknende Wandung der Kapsel rechtwinkelig zu den Seiten des Grundquadrates zusammenkrümmt, reissen die vier parenchymatischen Zellsäulen sammt dem darunter liegenden Gewebe durch, und die Kapsel öffnet sich in der bekannten Weise. — Die Gliederung des Embryo in fuss-, hals- und sporenbildenden Theil, sowie die weitere Differenzirung des letzteren in die Wandung, den glockenförmigen Sporensack und die nicht bis zum Scheitel hinaufreichende Columella; ferner den Mangel des cylindrischen Hohlraumes zwischen Sporensack und Wandung; die Beschaffenheit und das Losreissen der Haube zur Zeit der Sporenbildung; das schliessliche Hervortreten der reifen Kapsel auf einem weichen, später sich verhärtenden Pseudopodium: das alles haben die Andreaeaceen mit den Sphagnaceen gemein.

Ziehen wir hieraus die Consequenzen für die systematische Stellung der Andreaeaceen, so ergiebt sich:

1) Dass die Andreaeaceen in die unmittelbare Nähe der Sphagnaceen namentlich wegen der in der Hauptsache übereinstimmenden Entwickelungsgeschichte des Sporogoniums gestellt werden müssen.

2) Dass sie um ihres akrokarpischen Charakters willen nicht aus der Reihe der Laubmoose ausgeschieden werden dürfen, und dass in Folge dessen auch die Sphagnaceen wieder einzugliedern sind.

3) Dass sie, und mit ihnen die Sphagnaceen, den übrigen Laubmoosen voranzustellen sind, weil beide weit mehr Anklänge an die Lebermoose zeigen als jene.

4) Dass ihnen, obwohl sie durch ihre Keimung, ihre Blattentwicklung und ihr vierklappiges Sporogonium den beblätterten Jungermannien näher verwandt sind, als die Sphagnaceen, doch der zweite Platz gebührt; und zwar nicht bloss wegen ihres akrokarpischen Charakters, sondern namentlich auch deshalb, weil sie das natürliche Vermittelungsglied zwischen den durch ihren fremdartigen Habitus, ihr

hoch organisirtes Stämmchen, ihre eigenthümliche Verzweigung so weit abstehenden Sphagnaceen und den übrigen Laubmoosen bilden.

Erläuterung der Tafeln.

Tafel I.

Fig. 1 a—a'''' Sporen von verschiedener Gestalt. a, a', a'''' bei mittlerer Einstellung, a'', a''' bei oberster Einstellung des Mikroskops gezeichnet. a'''' zeigt die strahlige Anordnung der oft spindelförmigen Chlorophyllkörner.

c—e zeigt die ersten Stadien der Keimung. d' zeigt die Spore d um 90^0 von oben nach unten gedreht. e lässt die weitere Differenzirung des Keimkörpers erkennen. (Vergl. d. Text.)

Fig. 2. Ein aus dem Exosporium losgelöster Keimkörper, auf den einige Zeit Kali eingewirkt.

Fig. 3. Ein Keimkörper, dessen sämmtliche peripherisch gelegenen Zellen sich an dem weiteren Wachsthum betheiligen. s ist das abgestossene Exospor.

Fig. 4. Eine keimende Spore, bei welcher sich das Wachsthum auf eine der peripherisch gelegenen Zellen localisirt hat. Der abgezweigte Vorkeimfaden zeigt bereits eine longitudinale Theilung bei x. Das Chlorophyll des Keimkörpers ist tief grün und dicht zusammengedrängt.

Fig. 5. Ein Keimkörper, welcher 6 Zellfäden aussendet. Bei x Bildung eines Zweiges aus einer durch eine longitudinale Wand getheilten Zelle. Bei m ist der Vorkeim an ein Steinchen angewachsen.

Fig. 6. Die Scheitelzelle des Vorkeimfadens hat eine axile Theilung erfahren, wodurch eine dichotome Verzweigung eingeleitet wird.

Fig. 7. Ein bedeutend entwickelter Keimkörper, dessen Wachsthum sich auf zwei peripherische Zellen localisirt hat.

Fig. 8. Ein durch Kali und Alkohol durchsichtig gemachter Vorkeim, a die die sehr regelmässig getheilte Spore.

Fig. 9. Schematische Darstellung der Theilungsfolgen in aufgerichteten Vorkeimästen. Die Theilungen sind in Zelle a radial, dann tangential, in Zelle b und b' zu dem einen Radius parallel und dann rechtwinkelig auf ihm, in Zelle c erst tangential, dann radial.

Fig. 10. Eine auf dem Gestein aufliegende Gewebeplatte des Vorkeims. Die schraffirten Stellen zeigen die Zwischenräume zwischen den einzelnen Lappen (durch Kali und Glycerin durchsichtig gemacht).

Tafel II.

Fig. 11. Ein verzweigter Vorkeimfaden mit Längstheilungen in verschiedenen Zellen. Bei *a* Beginn der Zweigbildung, bei *x* das noch am Keimkörper haftende Exosporium (durch Kali und Alkohol durchsichtig gemacht).

Fig. 12. Ein blattartiger Vorkeim, aus dem zelligen Keimkörper entspringend; bei *a* das erste Glied eines, leider abgerissenen zweireihigen Zellfadens; bei *x* das Exosporium.

Fig. 13. Ein ähnlicher Vorkeim; die Flächenvorkeime sind nach verschiedenem Gesetz gebildet (Vergl. d. Text). Bei *c* ist der Scheitelthell des Vorkeims sichtbar. *x* Exosporium.

Fig. 14. Eine Achsenanlage auf einem mehrreihigen Vorkeimfaden (zur Seite gedrückt). Die Scheitelzelle ist durch nach drei Richtungen geneigte Wände getheilt.

Fig. 15. Eine ähnliche, weiter vorgeschrittene Anlage der beblätterten Achse. *a* Rhizoiden, *b* Blatt nach Analogie der blattartigen Flächenvorkeime gebildet, *c* Scheitelzelle. Bei *d*—*d''* Anfang einer dichotomen Verzweigung.

Fig. 16. Querschnitte von aufgerichteten Vorkeimstämmchen und Aestchen. *a* ist noch ohne Längstheilung, mit bedeutender Verdickungs-Schicht; *b*, durch benachbarte Zweige flach gedrückt, zeigt die erste Theilung, *c* die zweite, *d* die weiteren Theilungen. *e* und *f* zeigen Theilungen nach verschiedenem Gesetz (Vergl. d. Text), *g* zeigt einen Querschnitt durch dicht zusammengedrückte Aeste und Zweige.

Tafel III.

Fig. 17. Ein aufgerichtetes Vorkeimbäumchen, welches auf dem Gipfel eine beblätterte Achse entwickelt.

Fig. 18. Ein junges Pflänzchen, welches aus plattenförmig ausgebreitetem Vorkeim hervorgegangen. Die Tragzelle bei *a* ist gut sichtbar. *b* Rhizoiden.

Fig. 19. Die Scheitelansicht einer Vegetationsspitze, welche durch den Querschnitt unterhalb und unmittelbar oberhalb der Scheitelzelle getroffen worden. *t* Trichome, *s* Scheitelzelle.

Fig. 20. Eine ähnliche Ansicht. Die Blattstellung ergiebt sich aus der Vergleichung der Blätter 16 und 8, 15 und 7 pp. von selbst.

Tafel IV.

Fig. 21. Ein Stammquerschnitt unterhalb der Vegetationsspitze der ausgebildeten Pflanze, links eine Blattinsertion zeigend. Die den basilaren Blattstücken angehörigen peripherischen Zellen sind durch tangentiale Wände getheilt.

Fig. 22. Ein Querschnitt durch einen tiefer gelegenen Stämmchentheil, die von der Peripherie ausgehende Verdickung der Membranen zeigend.

Fig. 23, *A* und *B*. Zwei Querschnitte durch ein und dieselbe Antheridien tragende Achsenspitze; bei *A* ist die Basilarzelle *m* in ihrem untern Theile (die ursprüngliche Stammscheitelzelle) getroffen; auf der einen Seite ist sie von einem noch ungetheilten, auf den andern von getheilten Segmenten umgeben. Bei *B* ist der Fuss des Antheridiums getroffen.

C. Ein Querschnitt durch eine andere Achsenspitze, und zwar so, dass der Schnitt ungefähr in die Mitte zwischen *A* und *B* fallen würde; man sieht die beginnende Differenzirung des basilaren Theiles. *t* Trichome.

Fig. 24. Ein junges Antheridium mit der Anlage des Fusses *a*, des Stieles *b* und des Schlauches *c*.

Fig. 25. Ein junges Antheridium in einem etwas älteren Stadium mit abgetrenntem Fuss. *B* ist *A*, um 90^0 nach rechts gedreht. *ab* in *A* ist die erste verticale Theilung der Stielzelle.

Fig. 26, *A* bis *D*. Ein vom Fusse getrenntes, junges Antheridium in den 4 Hauptlagen gezeichnet. Die punktirten Linien erscheinen bei tieferer Einstellung, sie entsprechen bei *A* und *B* den freien Aussenkanten der Rückwand.

Fig. 27. Ein Querschnitt durch einen jungen Antheridienstand. Die 3 mittleren Antheridien sind im Fuss, die andern im Schlauch durchschnitten. Die letzteren zeigen die Zelltheilungsfolge bei der Differenzirung in die Wandung und den Bildungsraum der Mutterzellen der Samenfäden. *h* Trichome.

Fig. 28. Ein junges Antheridium, welches in der Enge gestanden und daher mehrere horizontale Theilungen vor Anlegung des Schlauches erfahren.

Fig. 29. Ein junges Antheridium, welches die weiteren Theilungen der Wand erkennen lässt; es ist aus der Lage 26 *C* ein wenig nach rechts gedreht.

Fig. 30. Der Querschnitt eines ähnlichen.

Tafel V.

Fig. 31. Ein älteres Antheridium. Die Differenzirung der Wandung ist nahezu vollendet. Die Grundsegmentirung ist am stärksten, die nächsten Theilungen sind schwächer gezeichnet. Die Ausbildung des Stieles ist vollendet.

Fig. 32. Längsschnitt durch einen alten Antheridienstand (hinter der Achse genommen). Fussbildung ausgezeichnet. Bei *C* ist der Fuss durchschnitten und zwar in der Richtung der ersten axilen Theilung, weshalb diese nicht sichtbar ist. Die Schläuche sind abgelöst. *t* Trichome, *f* Blattrudimente.

Fig. 33. Ein jugendliches Blatt, dessen Scheitelzelle zum Medianus rechtwinkelig segmentirt worden. Die weitere Theilungsfolge ist durch Ziffern hervorgehoben.

Fig. 34. Ein anderes Blatt dessen Scheitelzelle anfänglich durch rechts und links spreizende, von Wand 7 an aber durch zum Medianus rechtwinkelige Wände segmentirt worden ist.

Fig. 35. Ein Querschnitt eines Blattes.

Tafel VI.

Fig. 36. Ein Längsschnitt durch einen weiblichen Spross mit dem ersten Archegonium, das sich aus der Scheitelzelle entwickelt hat. Das Archegonium bietet die Oberflächenansicht dar, da es sich beim Schnitt zurückgebeugt. *t* Haare.

Fig. 37. Eine Archegonienanlage. *b* die Perichätialblätter. *s* die Segmente, welche ausser der Scheitelzelle noch zur Archegonienbildung verwendet werden.

Fig. 38, *A* bis *D*. Ein Arch. in einem etwas älteren Stadium. *A* Seitenansicht. Das Archeg. war oberhalb der ersten Querwand abgetrennt worden, weshalb diese nur punktirt angegeben ist. Die Ziffern geben die Folge der Wände in der Scheitelzelle an. *B* bis *D* giebt die Ansicht von oben bei 3 verschiedenen Einstellungen.

Fig. 39. Die abgetrennte Spitze eines noch fortwachsenden Archegoniumhalses vom Scheitel bei verschiedener Einstellung betrachtet. (Vergl. d. Text.)

Fig. 40. Die Spitze eines Archegoniumhalses, dessen Scheitelzelle ihre Thätigkeit durch eine kreuzförmige Theilung abgeschlossen, von oben betrachtet. *A* zeigt die diagonale senkrechte Wand und die im rechten Winkel zu ihr in der einen Tochterzelle der Scheitelzelle entstandene; *B* zeigt bei tieferer Einstellung die kreuzförmige Theilung und bei tiefster Einstellung die sechsseitige letzte Zelle der axilen Reihe mit den sie umgebenden Wandzellen.

Fig. 41. Ein Querschnitt durch den Scheitel eines weiblichen Sprosses. Die Archegonien, welche bei oberster Einstellung erscheinen, sind im untern Theile durchschnitten worden.

Fig. 42. Ein junges, seitenständiges Archeg. bei unveränderter Lage in 3 verschiedenen Einstellungen gezeichnet. Die Reihenfolge der Ziffern giebt die Reihenfolge der Segmente an.

Fig. 43. Ein junger Archegonienstand. 1 bis 4, Archegonien. 5 bis 8, Blätter. Das scheitelständige Archeg. ist im optischen Längsschnitt gezeichnet.

Fig. 44. *A* ist ein Querschnitt durch den obern Theil eines Halses; die Wand *ab* leitet die Bildung einer siebenten Zellreihe ein. *B* ist ein Querschnitt durch den Hals oberhalb der Eizelle geführt.

Fig. 45. Querschnitte durch den basilaren Theil des Archegoniums; *B* unmittelbar unter der Eizelle, *A* und *C* tiefer genommen.

Tafel VII.

Fig. 46, *A* bis *C*. Ein älteres Archegonium in unveränderter Lage bei drei verschiedenen Einstellungen gezeichnet. *e* die erweiterte Eizelle

des Sporogoniums, *h* die erste durch ihre Länge hervortretende Halszelle.

Fig. 47. Ein ausgebildetes Archegonium mit dem trichterförmig geöffneten Halse im axilen Längsschnitt gezeichnet. *e* Eizelle des Sporogoniums.

Fig. 48. Ein junger Embryo durch eine horizontale Wand getheilt.

Fig. 49. Dgl., mit einer verticalen Theilung im Basilartheile.

Fig. 50. Dgl., mit einer schräg geneigten Wand in der Scheitelzelle.

Fig. 51. Ein Embryo, bei welchem anstatt der verticalen Wand in der basilaren Zelle eine horizontale aufgetreten.

Fig. 52, *A* bis *C*. Ein und derselbe Embryo in drei verschiedenen Lagen gezeichnet. *B* ist gleich *A* um 180°, *C* gleich *A* um 90° nach links gedreht. Die punktirten Linien bei *C* geben die hintern Ausscnkanten der Segmente an.

Fig. 53. Ein älterer Embryo in zwei verschiedenen Lagen gezeichnet. *B* ist gleich *A*, um 90° nach rechts gedreht. Die punktirten Linien haben die gleiche Bedeutung, wie bei 52 *C*.

Fig. 54. Ein noch älterer Embryo in derselben Stellung, wie 53 *B* gezeichnet. Die Commissuren der unteren Zellen sind in Folge ungleichmässigen Waehsthums verschoben. $a - a'$, $b - b'$ sind tertiäre Theilungen im Sinne der Fig. 57 *B*.

Fig. 55. Ein junges Archegonium. *e* Eizelle. *r* eine im Innern liegende, dem basilaren Theile angehörige Zelle.

Tafel VIII.

Fig. 56, *A* und *B*. Ein älterer Embryo in zwei verschiedenen Lagen dargestellt. *B* ist gleich *A*, um 90° nach links gedreht. Die Ziffern bezeichnen die Reihenfolge der Segmente. *e* Basilartheil der Eizelle.

Fig. 57, *A* bis *D*. Die kegelförmige Spitze eines Embryo von gleichem Alter bei 4 verschiedenen Einstellungen von oben gesehen. (Vergl. d. Text.)

Fig. 58. Ein Querschnitt durch den obern Theil eines jungen Sporogoniums und den umhüllenden Archegoniumbauch. Die innerste Zell-Schicht des letzteren ist zerstört.

Fig. 59. Ein junges Sporogonium, noch im Archegoniumbauche eingeschlossen, kurz vor Beginn der Urmutterzellenbildung der Sporen. *d* entwickelte Archegonien, *e* Fusstheil, der sich zum Pseudopodium umbildet.

Fig. 60. Ein Querschnitt durch ein Sporogonium zur Zeit der Urmutterzellenbildung. *ab'*, *rr'* die ursprüngliche kreuzförmige Theilung. Im Centrum ist die Columella, dann folgt die einfache Mutterzellenschicht, dann 6 peripherische Wandschichten, von denen die innere reichlicher mit Chlorophyll gefüllt ist. Vier Zellen in der Epidermis, und zwar die in der Richtung der Diagonalen des Grundquadrates gelegenen, haben eine tangentiale Theilung erfahren (bei *x*).

Fig. 61. Ein Stück Kapselwand zur Zeit der Reife dargestellt. Bei *a* eine

der 4 Durchbruchsstellen der Epidermis, wo die Verdickung unterblieben und eine nochmalige tangentiale Theilung eingetreten ist.

Tafel IX.

Fig. 62. Ein Querdurchschnitt durch den Scheitel des glockenförmigen, sporenbildenden Zellraumes, weshalb von der Columella nichts zu sehen ist. Auch hier ist die ursprüngliche Kreuztheilung des Organs ersichtlich; ebenso die Theilungsfolge der Sporenmutterzellen. In der Epidermis sind bereits Verdickungsschichten aufgetreten, welche aber in den, in der Richtung der Diagonalen des Grundquadrates gelegenen Zellen unterblieben sind. Bei *aa* zeigt sich die schon bei Fig. 60 erwähnte tangentiale, bei *a' a'* eine tangentiale und radiale Theilung.

Fig. 63. Ein ziemlich axiler Längsschnitt durch ein Sporogonium von Andreaea rupestris zur Zeit der Theilung der Urmutterzellen. (Aller Zellinhalt ist weggelassen.) *p* Pseudopodium, *f* Fuss, *v* Vaginula, *h* Hals, *c* Columella, *w* Wandung, *e* Epidermis, *s* Sporensack, *t* in der Theilung begriffene Urmutterzellen, *r* Haube mit *z* dem Archegoniumhalse.

Fig. 64. Ein reifes Sporogonium, quer durchschnitten; in der Mitte sieht man die vierseitig prismatische Columella, dann folgen die zahlreichen Sporen, dann die Wandung mit der verdickten, gefärbten Epidermis; in der Richtung der Diagonalen des Grundquadrats bei *a* die nicht verdickten, nochmals getheilten Epidermiszellen, wo das Sporogonium aufreisst. (Die Sporen sind schematisch gezeichnet.)

Fig. 65, *A* und *B*. Sporenmutterzellen mit noch ungetheiltem Inhalt. *C* und *D*. Protoplasma in 3, resp. 4 Ballen gesondert.

Tafel X.

Fig. 66, *A*. Jeder der Plasmaballen hat sich mit einer Zellhaut umgeben. *B* zeigt die Sporen, aus der gesprungenen Mutterzelle austretend. Bei *C* hat sich die Mutterzellenmembran in mehreren Stücken abgelöst. Bei *D* hängen die Sporen noch zusammen.

Fig. 67. Ein reifes, über das Perichätium emporgehobenes Sporogonium. *a* ein Archegonium, welches auf dem Pseudopodium mit emporgehoben worden. *p* Fuss, *b* Hals, *de* der dunkel gefärbte Gürtel mit der stark verdickten Epidermis. *cc* die dünnen Stellen, wo die Klappen aufspringen. *e* die Stelle, wo der Sporensack beginnt. *f* Haube, *g* Spitzchen.

Fig. 68. Eine leere Kapsel mit den kronenförmig geöffneten Klappen; die Haube ist abgefallen.

Fig. 69. Eine ähnliche Kapsel von oben betrachtet; das Grundquadrat ist noch sichtbar. Die Spalten stehen in der Richtung der Diagonalen.

Fig. 70. Ein Querschnitt durch das Pseudopodium nach dem Ausfall der Sporen.

Fig. 71. Eine schematische Darstellung der Verschiebung der Zellwände bei der Zelltheilung im Archegoniumhalse. (Vergl. d. Text.)

II.

Filices Graeffeanae.

Beitrag zur Kenntniss der Farnflora der

Viti-, Samoa-, Tonga- und Ellice's Inseln.

Von

Dr. Chr. Luerssen.

Mit Tafel XI—XIX.

„To say that it is a variable species is saying nothing more than what is common to most Ferns."
Hooker, Species Filicum III. 159.

I. Abtheilung.

I. Allgemeine Bemerkungen.

Die vorliegende Arbeit verdankt ihre Entstehung einer fast durchweg ausgezeichneten Sammlung von Farnen, welche Herr Dr. Eduard Graeffe im Auftrage der Herren Joh. Ces. Godeffroy und Sohn in Hamburg auf den oben bezeichneten Inseln zusammenbrachte, und die mir von letzgenannten Herren, welche sich überhaupt durch die von ihnen veranstalteten Expeditionen um die Bereicherung unserer Kenntnisse der Fauna und Flora Neuhollands und Polynesiens bereits grosse Verdienste erworben haben, gütigst zur Bestimmung und Bearbeitung mitgetheilt wurde. Ergänzt wurde dieselbe durch eine kleine Collection des Herrn E. Daemel in Hamburg.

Herr Dr. E. Graeffe hat die Viti-Inseln zuerst im Jahre 1862 von den Samoa-Inseln aus besucht und zwar die grösste Insel

dieser Gruppe: Viti Levu oder Naviti Levu, welche er, als der erste Reisende, von Süden nach Norden durchwanderte. Die betreffenden Berichte darüber finden sich im 70. Stück der naturforschenden Gesellschaft von Zürich vom Jahre 1868, sowie im Auszuge in Petermann's »Geographischen Mittheilungen« 1869, pag. 59. Später wurden auch die Inseln Ovalau, Kanathia, Vanua-Balavu und Munia, die letzteren drei zur Gruppe der Exploring Isles gehörend, sowie eine Reihe anderer Inseln, von denen mir keine Farne vorliegen, durchforscht. Das Nähere hierüber, sowie über die andern von Dr. Graeffe besuchten Inselgruppen, berichtet auch der Catalog IV des »Museum Godeffroy«, Hamburg 1869.

Von der Samoa-Gruppe oder den Schifferinseln liegen mir Farne vor von den Inseln Tutuila, Upolu und Savai. Auf den Tonga- oder Freundschaftsinseln hat Graeffe namentlich auf Tongatabu gesammelt. Es sind nach einer Notiz Graeffe's auf dieser Insel die Farne an Arten arm, doch kommt das Aspidium dissectum Mett. so massenhaft vor, dass es »ebene Flächen meilenweit mit einem äusserst dichten Rasen bedeckt.« Von Uvea oder der Wallis-Insel, die Herr Dr. Graeffe früher besuchte, und die hier nach der Umgrenzung der Petermann'schen Karte von Polynesien in Stieler's Handatlas zur Tonga-Gruppe gezogen wird, habe ich keine Farne gesehen. Die hierauf bezüglichen Angaben sind einem Aufsatze Seemann's »New South Sea Island Plants« in Seem. Journ. of Botany, II. pag. 70 entlehnt. — Von den Ellice's Inseln habe ich vorläufig nur 4 Arten vor mir, die von Vaitupu stammen, wie denn meines Wissens von dieser Gruppe jetzt zum ersten Male Farne in die Sammlungen gekommen sind. Ueberhaupt sind die Viti-Inseln diejenigen, welche von den genannten Gruppen am häufigsten besucht wurden. Ausser Graeffe haben bereits früher Brackenridge, Milne, M'Gillivray, Home, Hinds, Barclay und Seemann hier gesammelt. Leider habe ich die meisten Citate, welche sich auf diese Reisenden beziehen, den Hooker'schen und anderen verlässigen Werken entnehmen müssen. Brackenridge's Werk »Filices of the U. S. Exploring Expedition«, Band 16 des Prachtwerkes der Wilkes'schen Expedition, habe ich nicht erlangen können, doch war es mir vergönnt, mit wenigen Ausnahmen die dieser Arbeit zu Grunde liegenden Farne jener Expedition

einer Vergleichung zu unterwerfen, so dass mir der Mangel der citirten Arbeit wenig fühlbar wurde. Von B. Seemann's »Flora Vitiensis« liegt mir leider nur ein Bogen der Gefässcryptogamen vor, den ich der Güte des Herrn Verfassers verdanke, der aber, um Ungleichheiten in den Citaten zu vermeiden, hier nicht berücksichtigt worden ist. Powell's »List of Samoan Ferns« (Seem. Journ. of Bot. VI. 317—319; 340—342), sowie Seemann's »Systematic list of all the Fijian Plants at present known« (Seemann, Viti: an account of a government mission to the Vitian or Fijian Islands, Appendix III, p. 445[1]), sind bei den Standortsangaben citirt worden.

Vergleichen wir nun die Ausbeute Graeffe's mit der Anzahl der überhaupt von jenen Inselgruppen bekannten Farne, so ergiebt sich Folgendes.

Bekannt sind, mit Einschluss einiger zweifelhaften Arten, von den

Viti-Inseln	183	Arten[2]
Samoa-Inseln	142	–[3]
Tonga-Inseln	27	–
Ellice's Inseln	4	–

Dr. E. Graeffe hat im Ganzen 163 Arten gesammelt, und zwar auf den

Viti-Inseln	130
Samoa-Inseln	98
Tonga-Inseln	20
Ellice's Inseln	4

Fassen wir die Artenzahl sämmtlicher vier Gruppen zusammen, so sind von ihnen bis jetzt etwa 230 Arten bekannt geworden. Diese vertheilen sich auf die

Polypodiaceae	171	Arten
Cyatheaceae	8	–
Hymenophyllaceae	22	–
Gleicheniaceae	4	–

[1]) Vgl. auch »Bonplandia« IX, 261.

[2]) In B. Seemann's Werke über Viti werden mit Fortlassung zweifelhafter Nummern im Ganzen 105 Arten verzeichnet.

[3]) Powell zählt 119 Species auf (mit Weglassung einiger zweifelhafter Nummern des hie und da etwas curiosen Verzeichnisses).

Schizaeaceae	3	Arten
Osmundaceae	1	–
Marattiaceae	2	–
Ophioglosseae	2	–
Equisetaceae	1	–
Lycopodiaceae	8	–
Selaginelleae	8	–
	230	Arten

Auf die Gattungen kommen hiervon:

Acrostichum	2	Davallia	16
Chrysodium	6	Dennstaedtia	3
Polybotrya	1	Lindsaya	10
Vaginularia	1	Dicksonia	3
Vittaria	2	Alsophila	4
Antrophyum	4	Cyathea	1
Taenitis	1	Trichomanes	15
Polypodium	21	Hymenophyllum	7
Gymnogramme	5	Gleichenia	4
Adiantum	4	Lygodium	1
Cheilanthes	1	Schizaea	2
Pteris	13	Todea	1
Blechnum	8	Angiopteris	1
Woodwardia	1	Marattia	1
Asplenium	29	Ophioglossum	2
Hypolepis	1	Equisetum	1
Aspidium (Phegopteris)	35	Lycopodium	6
Oleandra	1	Psilotum	2
Didymochlaena	1	Selaginella	8
Nephrolepis	5		230 Arten.

Vergleichen wir die Verbreitung der Species über die vier Inselgruppen, so sind

eigenthümlich den Viti-Inseln	80
– – Samoa-Inseln	11
– – Tonga-Inseln	1?
(Lindsaya repens Kze?)	
– – Ellice's-Inseln	1
(Lindsaya acutifolia Desv.)	

Dagegen kommen gemeinsam vor auf den

Viti- und Samoa-Inseln 80

Viti- und Tonga-Inseln 2

(Pteris longifolia L. und Asplenium Brackenridgii Baker.)

Samoa- und Tonga-Inseln 1

(Aspidium membranifolium Kze.)

Viti-, Samoa- und Tonga-Inseln 24

Viti-, Samoa- und Ellice's Inseln 1

(Pteris marginata Bory.)

Viti-, Samoa-, Tonga- und Ellice's-Inseln 2

(Polypodium Phymatodes L. und Asplenium Nidus L.)

Mit den Farnfloren anderer Erdgebiete verglichen, ergiebt sich folgendes Resultat:

Eigenthümlich sind den Viti-Inseln 12 Arten und 2 Varietäten, nämlich:

Antrophyum plantagineum var. angustatum Hook.
Polypodium ligulatum Baker.
– alatum Hook.
Gymnogramme lanceolata Lssn.
– subtrifoliata Hook. [1])
Blechnum cartilagineum var. vittata Lssn.
Asplenium Vitiense Baker.
Aspidium Milnei Lssn.
Davallia ferulacea Moore.
– foeniculacea Hook.
Lindsaya Lapeyrousii Baker.
Trichomanes Vitiense Baker.
Hymenophyllum Feejense Brack.
– affine Brack.
Dennstaedtia Godeffroyi Lssn.

Den Samoa-Inseln sind folgende 9 Arten ausschliesslich eigen:

Acrostichum Samoënse Baker.
Polypodium Samoënse Baker.
– Powellii Baker.
Asplenium Powellii Baker.
– Graeffei Lssn.

[1]) Siehe die betreffende Species.

Diplazium falcatum Brack. (?)
Aspidium arborescens Lssn.
Alsophila Samoënsis Brack.
Davallia Graeffei Lssn.

Die Tonga- und Ellice's Inseln besitzen keine nur ihnen eigenthümliche Arten.

Gemeinsam haben die Viti-, Samoa-, Tonga- und Ellice's Inseln mit

Europa	4	Arten
Afrika	73	–
und zwar mit		
Algier, den Canaren, capverdischen Inseln und Azoren	7	
Trop. Westafrika, St. Helena etc. . .	43	
Capländer, Tristan d'Acunha	31	
Abyssinien, trop. Ostafrika	23	
Ostafrikanische Inseln	60	
Asien	153	–
Westliches Asien, Arabien	2	
Vorderindien, Ceylon	100	
Hinterindien	83	
Sundainseln, Molukken etc.	135	
China, chines. Inseln, Japan	51	
Bonin, Mariannen, Carolinen, Philippinen	115	
Neuholland und Polynesien[1])	165	–
Neu Guinea, trop. Neuholland . . .	67	
Südl. und südöstl. Neuholland . . .	41	
Tasmanien	12	
Neuseeland, Norfolk-, Aucklands und Chatam-Inseln	42	
Neu Britannien, Admiralitäts-, Salomon- und St. Cruz-Inseln	21	
Neu Caledonien, neue Hebriden . . .	110	
Tahiti	60	
Pitcairn's Insel und Marquesas Inseln .	10	
Sandwich-Inseln	37	

[1]) Mit Ausschluss der in Rede stehenden Gruppen.

Amerika		48 Arten
Südl. verein. Staaten, Mexico . . .	20	
Westindien, Centralamerika	36	
Venezuela, N. Granada, Ecuador . . .	28	
Peru, Bolivia	18	
Chili, Patagonien, Juan Fernandez . .	14	
Guiana, Brasilien, La Plata-Territ. . .	32	

Es zeigt mithin die Farnflora der in Rede stehenden Inseln die grösste Uebereinstimmung mit derjenigen des ostindischen Archipelagus, speciell der Sunda-Inseln und Molukken, während sie unter den Inseln der Südsee derjenigen von Neu-Caledonien und der neuen Hebriden am nächsten steht. Sollten auch spätere Untersuchungen die vorstehenden Zahlen hie und da ändern, so dürfte doch das Hauptresultat dasselbe bleiben.

Schliesslich bemerke ich noch, dass ich die hier gegebene Arbeit keineswegs als den Gegenstand erschöpfend, sondern gewissermassen nur als Gerüst für künftige eingehendere Untersuchungen betrachtet wissen möchte. Ein reicheres Material, welches namentlich auch eine bessere Vergleichung mit den Formen anderer polynesischer Inseln gestattet, sorgfältiger gesammelte Altersstufen, Standortsformen und Varietäten der einzelnen Arten, dürften in der Umgrenzung derselben wohl in Zukunft noch Manches ändern. Dass überhaupt ein unzureichendes Material gerade bei den Farnen sehr viele Irrungen — und gewiss ist auch die vorliegende Arbeit nicht frei von solchen — erzeugt hat, weiss jeder Pteridologe. So lange solche Fetzen, wie sie in vielen, selbst berühmten Sammlungen existiren, als Grundlage für die Untersuchungen, oder gar für die Aufstellung neuer Arten dienen, werden wir nicht weiter kommen. Ein grosses Verdienst Dr. Graeffe's ist es daher, dass derselbe, trotz der Mängel in manchen Gattungen, bestrebt war, in seinen Sendungen das Beste zu leisten, was bei den Schwierigkeiten, die von dem Sammler in jenen Gebieten zu überwinden sind, zu erreichen war. Möge dies auch fernerhin der Fall sein!

II. Specieller Theil.

Fam. I. Filices.

Ordo I. Polypodiaceae.

1. Acrostichum L.

1. Acrostichum conforme *Sw.*

Swartz, Syn. Fil. p. 10, 192; tab. I. f. 1. Willd. Sp. Pl. V. 107. Poir. Suppl. I. 117. Kaulf. Enum. 62. Schldl. Adumbrat. I. 14. Spreng. Syst. Veg. IV. 35. Desv. Ann. Linn. VI. 208. Kunze, Linnaea X. 495. Carm. Trans. Linn. Soc. XII. 509. Féc, Acrostichum p. 30; Gen. Fil. 43. Bl. Fl. Jav. Fil. 23, tab. 5. Griseb Fl. br. Westind. 677. Ettingsh. Farnkr. d. Jetzw. 5, tab. 1. f. 22, tab. 3. f. 6; Beitr. I, t. 3. f. 3. Hook. Sp. Fil. V. 198. Hook. Bak. Syn. 401. Kuhn, Fil. Afr. 43; Miq. Ann. M. B. IV. 292. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 31, 45, 65, 74, 96, 109, 117, 128, 147, 166, 186, 221. Baker in Mart. Fl. Bras. Fil. 567.

Elaphoglossum conforme Schott, Gen. Fil. J. Sm. in Hook. Journ. Bot. IV. 148; Cat. Kew F. 3. Moore et Houlst. Gardn. Mag. Bot. III. 94, f. 22. Moore, Ind. Fil. Gen. XVI. tab. II. B. Spec. 353.

Olfersia conformis Presl. Tent. Pter. 234. Pappe et Raws. Syn. 44.

Acrostichum oblongum Desv. Berl. Mag. V. 308; Journ. bot. III. 211; Ann. Linn. VI. 208. Poir. Suppl. V. 533.

Acrostichum laurifolium P. Thouars Fl. Trist. d'Acunha 31. Spreng. Syst. Veg. IV. 35, excl. syn. Fée, Acrostichum 36, tab. 7. f. 1; Gen. Fil. 43. — Elaphoglossum laurifolium Moore, Index Fil. Gen. XVI; Spec. 359. — Olfersia Pr. Tent. Pter. 234.

Acrostichum Gayanum Fée, Acrostichum 37, tab. 19, f. 2; Gen. Fil. 43.

Acrostichum angustatum Schrad. Gött. Gel. Anzeig. 1818 p. 945. Schldl. Adumbr. 14, tab. 5. Kze. Linnaea X. 494. Spreng. Syst. Veg. IV. 35. — Olfersia Presl, Tent. Pter. 234. Pappe et Raws. Syn. 44.

Acrostichum aemulum Klf. Enum. 63. Fée, Acrostichum 62. Bl. Enum. Fil. Jav. 101. Hook. Sp. Fil. V. 200. — Elaphoglossum Brack. Fil. U. S Expl. Exped. 71. — Olfersia Pr. Tent. Pter. 235.

Acrostichum glandulosum Carm. in Hook. et Grev. Ic. Fil. tab. 3. Féc, Gen. 43. Kze. Linn. XXIII. 213. A. conforme var. δ glandulosum Fée, Acrostichum 31.

Acrostichum Cumingii Fée, Acrostichées 34.

Acrostichum commutatum Mett. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 292.

Acrostichum marginatum Wall. Cat. no. 17. Fée, Acrostichées 31; Gen. Fil. 43. — Olfersia Presl, Tent. 234.

Acrostichum angulatum Bl. En. Fil. Jav. 101; Fl. Jav. Fil. 25, tab. 6. Fée, Acrostichées 52. — Olfersia Presl, Tent. 234.

Acrostichum aphlebium Kze. msc. Kl. in Linn. XX. 419.

Acrostichum vagans Mett. msc. Kuhn in Linn. XXXVI. 58.

Acrostichum latifolium Sw. in Schrad. Journ. 1801 p. 271; 1803, II. p. 273. — Elaphoglossum latifolium J. Sm. in Hook. Lond. Journ. I. 197.

Acrostichum Gorgoneum Klf. Enum. 63. Spreng. Syst. Veg. IV. 34. Bl. En. Fil. Jav. 100; Fl. Jav. Fil. 28, tab. 8. Fée, Acrostichées 38; Gen. Fil. 43. — Olfersia Pr. Tent. 234.

Acrostichum Lepervanchii Bory in Fée, Acrostichées 37, tab. 9. f. 1; Gen. Fil. 43. Kuhn, Fil. Afric. 45. Hook. Sp. Fil. V. 206. — Elaphoglossum Moore, Ind. 359.

Acrostichum impressum Fée, Acrostichées 33, tab. 5. f. 3; Gen. Fil. 43.

Acrostichum obtusifolium Willd. Sp. Pl. V. 107. Spreng. Syst. IV. 34. Bl. En. Fil. Jav. 102; Fl. Jav. Fil. p. 31. Hook. Sp. V. 204. — Elaphoglossum J. Sm. in Hook. Journ. III. 401. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 72.

Acrostichum decurrens Desv. Berl. Mag. V. 310; Journ. Bot. III. 273. Poir. Enc. Suppl. III. 533. Bl. En. Fil. Jav. 102; Fl. Jav. Fil. 32, tab. 10. Fée, Acrostichées 34; Gen. Fil. 43. Kze. Linnaea XXIV. 248. Hook. Sp. V. 204. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 292. — Olfersia Pr. Tent. 235. — Elaphoglossum Moore, Ind. Fil. Spec. 355.

Olfersia Blumeana Presl, Tent. 235.

Acrostichum ophioglossoides Goldm. Nov. Act. XIX, Suppl. I. 451. Fée, Gen. Fil. 43.

Acrostichum Feejeense Hook. Sp. V. 199. — Elaphoglossum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 72; t. spec. orig. in hb. Kze. Moore, Index Fil. Spec. 356.

Acrostichum alatum Fée, Acrostichées 35, tab. 5. f. 2; Gen. Fil. 43. Hook. Sp. V. 204. Kze. Linnaea XXI. 207; XXIII. 213. — Elaphoglossum Moore, Index Fil. Spec. 351; Gen. XVI.

Acrostichum unitum Bory, herb. Fée, Acrostichées 44; Gen. Fil. 43. Sturm, Fil. Chil. 10.

Acrostichum affine Mart. et Gal. Fil. Mex. 24, tab. 3, f. 1. Metten. Fil. Lechl. 3. Sturm, Fil. Chil. 10. Liebm. F. Mex. 13. Hook. Sp. V. 217. — Elaphoglossum Moore, Index Fil. Spec. 351.

Als abnorme Form gehört hierher:

Vittaria acrostichoides Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 186 (»abnormal form with the sori confined to two parallel lines distant from the costa« Hook. Sp. V. 199). Fée, Vittariées p. 24; Gen. Fil. 86. Kze. Linn. X. 528. Pappe et Rawson, Syn. 53. Drymoglossum acrostichoides Moore, Ind. Fil. Gen. XXXI; Spec. 343.

Weit verbreitete, formenreiche Art.

Viti-Inseln. Ovalau, schattige Bergwälder: Graeffe no. 74, 503! M. Tana-lailai auf Ovalau, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 99! — Brackenridge (im Kunze'schen Herbarium als A. conforme β Schraderi und A. Feejeense)!

Samoa-Inseln: Powell no. 121! (Seem. Journ. of Bot. VI. l. c. als A. Feejeense Hook.)

Verbr. Mexico bis Chili, Polynesien, nordöstl. Neuholland, Philippinen, Java, Ostindien, Ceylon, Tristan d'Acunha, Mascarenen, tropisches Afrika und Cap, St. Helena.

2. Acrostichum samoënse Baker.

Baker in Hook. and Bak. Syn. Fil. p. 407. Lyell, Geogr. Handb. 96, 221. — Elaphoglossum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 68, t. 9. Fig. 1. Moore, Index Fil. Spec. 365.

Von dieser Art sah ich im Kunze'schen Herbarium nur ein kleines, steriles Blatt, von Brackenridge auf den Samoainseln gesammelt.

2. Chrysodium Fée.

A. Euchrysodium Mett. Fil. H. Lips. 21.

3. Chrysodium aureum Mett.

Mett. Fil. Hort. Lips. 21 (in der Uebersicht der Arten, während bei der Diagnose Ch. vulgare Fée steht). Kuhn, Fil. Afric. 50; Fil. Nov. Hebrid. (Verhandl. d. zool.-bot. Gesellschaft in Wien, Jahrgang 1869, pag. 569—586.) p. 570; Miq. Ann. M. B. IV. 293.

Acrostichum aureum L. Sp. Pl. 1525. Forst. Prodr. no. 416. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 12; Syn. Fil. 13. Willd. Sp. Pl. V. 116. Spreng. Syst. IV. 36. Lam. Enc. I. 36. Poir. Suppl. I. 122. Cavan. Demonstr. 240, no. 586. Kaulf. En. Fil. 65. Bory in Dup. Voy. 253. Gaud. Freyc. Voy. 305. Schldl. Linnæa V. 605. Hook. Gen. Fil. t. 84. Schkuhr, Fil. 2, tab. 1. J. Sm. Bot. of the Herald 233; Hook. Journ. III. 402; IV. 152. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73. Link, Fil. spec. 150. Kze. Linnaea IX. 33; XVIII. 310; XXIII. 213. Klotzsch, Linnaea XX. 428. Humb. Bonpl. Nov. Gen. 2. Pursh, Fl. Amer. sept. 11. p. 249. Nutt. Gen. of N. Amer. 11. p. 249. Meyer, Prim. Fl. Essequeb. 285. Presl, Tent. 241; Epim. 180; Rel. Haenk. I. 16. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 451. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 133, Fig. 28. Arrab. Fl. flum. t. 92. Desv. Ann. Linn. VI. 210. Brack. Fil. U. S. Expl. Exp. 82. Thwait. Ceyl. 380. Lowe, Ferns VII. tab. 42. Moore, Ind. Fil. Spec. 5. Benth. Fl. Hongk. 443. Wawra, Brasil. 210. Bedd. Ferns of S. India 69, tab. 204. Hook. Sp. V. 266. Hook. Bak. Syn. 423. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 19, 46, 66, 74, 96, 110, 118, 148, 167, 181, 228. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 592, tab. 39, f. 10, 11.

Chrysodium vulgare Fée, Acrostichées 97; Gen. Fil. 61; Mém. XI. 9; Foug. mexic. 3. Griseb. Fl. of br. West. 675. Mett. Fil. N. Cal. in Ann. sc. nat. sér. IV. t. 15. p. 59 et sér. V. t. 2. p. 204. Ettingsh. Farnkr. 10, tab. 11. f. 4—7; tab. 12. f. 7, 8; tab. 13. f. 12; Beitr. I. 21, tab. 10, f. 4, 10. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 18.

Acrostichum fraxinifolium R. Br. Prodr. 145. Presl, Epim. 183. Spreng. Syst. IV. 36. Desv. Ann. Linn. VI. 211. Moore, Index Fil. Spec. 9. — Chrysodium Fée, Acrostichées 101, tab. 62; Gen. Fil. 61.

Acrostichum speciosum Willd. Sp. Pl. V. 117. Bl. En. Fil. Jav. 105; Fl. Jav. Fil. 42, tab. 17. Spreng. Syst. IV. 37. Presl, Tent. 241; Epim. 183. Poir. Suppl. V. 533. Kze. Bot. Zeit. VI. 102. Boj. Hort. Maur. 414. Gaud. Freyc. Voy. 305. — Chrysodium Fée, Acrostichées 101; Gen. Fil. 61.

Acrostichum inaequale Willd. Sp. Pl. V. 117. Bl. En. Fil. Jav. 104; Fl. Jav. Fil. 40, tab. 16. Zolling. Verz. 33. Poir. Suppl. V. 533. Gaud. Freyc. Voy. 305. Kze. Linnaea XXI. 207; XXIII. 214; Bot. Zeit. VI. 103. Pappe et Raws. Syn. 44. Presl, Tent. 241; Epim. 182. Dsv. Ann. Linn. VI. 210. — Chrysodium Fée, Acrostichées 100; Gen. Fil. 61.

Acrostichum spectabile Zolling. Verz. 33.

Acrostichum rigens Pr. Epim. 180.

Acrostichum Wightianum Pr. Tent. 241.

Acrostichum obliquum Bl. En. Fil. Jav. 101; Fl. Jav. Fil. 30, tab. 9. Presl, Tent. 241; Epim. 179. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 451. (Pl. juven.)

Acrostichum marginatum Schkuhr, Farnkr. p. 185, tab. 3, b. Meyer, Prim. Fl. Esseq. 286. Presl, Epim. 182.

Acrostichum juglandifolium Klf. En. Fil. 66. Spreng. Syst. IV. 37. Kze. Linn. XXIII. 214.

Acrostichum emarginatum Ham. Roxb. Crypt. Pl. Calcutt. Journ. Nat. Hist. IV. 480.

Acrostichum formosum Presl, Del. Prag. I. 160. Presl, Tent. 241; Epim. Bot. 182. Spreng. Syst. Veg. IV. 36.

Acrostichum daneaefolium Langsd. et Fisch. Fil. 5, tab. 1. Willd. Sp. Pl. V. 118. Spreng. Syst. IV. 37. Klf. Enum. 64. Gaud. Freyc. Voy. 305. Presl, Tent. 241; Epim. 181. Moore, Index Fil. Spec. 8. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 82. — Chrysodium Fée, Acrostichées 101; Gen. Fil. 61.

Chrysodium hirsutum Fée, Acrostichées p. 99.

Chrysodium cayennense Fée l. c. 100, tab. 59; Gen. Fil. 61. — Acrostichum Pr. Epim. 181.

Chrysodium Urvillei Fée, Acrostichées 100, tab. 60; Gen. Fil. 61. — Acrostichum Presl, Epim. 181.

Chrysodium scalpturatum Fée, Acrostichées 100, tab. 61; Gen. Fil. 61. — Acrostichum Pr. Epim. 181. (non Kze. Bot. Zeit. VI. 103.)

Viti-Inseln. Viti Levu, Brackwassersümpfe bei Tantatau an der Küste nahe der Insel Bau: Graeffe no. 69! — Brackenridge! Milne! Harvey! Seemann no. 709!

Samoa-Inseln. Upolu, vorzugsweise in Brackwassersümpfen: Graeffe no. 275, 326 und 431! Tutuila: Graeffe no. 453! — Powell no. 69, 70! (Seem. Journ. l. c.)

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 532!

Der einheimische Name dieses so sehr verbreiteten Farn ist auf den Viti-Inseln »Boreti« oder auch »Caca« (Seemann), auf den Samoa-Inseln »Lausaato«. Powell bemerkt über den Gebrauch der Blätter bei den Eingeborenen der letzteren Inseln: »Used occasionally as a substitute for Sugar-cane-leaves in thatching (as is the case in the Isthmus of Panama — Zusatz von Dr. B. Seemann), and also as a covering next the stone floors of their houses upon which to spread their mats.« (Powell: On various Samoan plants and their vernacular names. Seem. Journ. of Bot. VI. p. 355.)

Verbr. Durch die ganze tropische und subtropische Zone.

4. Chrysodium cuspidatum Kuhn.

Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 293.

Nephrodium cuspidatum Presl, Rel. Haenk. I. 31. — Polystichum Presl, Tent. 82. — Heteroneuron Pr. Epim. 169.

Acrostichum repandum Bl. En. Fil. Jav. 104; Fl. Jav. Fil. 39, tab. 14, 15. Hassk. Pl. Hort. Bogor. I. 1. Zolling. Verz. 33. Hook. Sp. V. 260. Hook. Bak. Syn. 419. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 19, 46, 66, 74, 96, 222.

Chrysodium repandum Mett. in herb. Kze.

Campium repandum Pr. Tent. 239.

Cyrtogonium repandum J. Sm. in Hook. Journ. III. 403; IV. 154. — Heteroneuron Fée, Acrostichées 96, tab. 57; Gen. Fil. 60. — Poecilopteris repanda Pr. Epim. 172. Moore, Index Fil. Gen. XX, tab. 7. Fig. 1.

Acrostichum proliferum Bl. En. Fil. Jav. 104.

Acrostichum lonchophorum Kze. Fil. I. 5, tab. 2. — Heteroneuron Fée, Acrostichées 94; Gen. Fil. 60.

Cyrtogonium sinuosum J. Sm. in Hook. Journ. III. 403, t. spec. — Poecilopteris sinuosa Pr. Epim. 173. — Heteroneuron Fée, Acrostichées 95, tab. 55, f. 2.

Cyrtogonium palustre Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 86, tab. 12, t. spec. orig. in herb. Kze.

Acrostichum Quoyanum Gaud. Freyc. Voy. 306, tab. 3. Hook. Sp. V. 259. — Chrysodium Ettingsh. Beitr. I. 23, tab. 8, f. 1; Farnkr. 12, tab. 14. f. 10. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 293. — Poecilopteris Pr. Epim. 173. — Heteroneuron Fée, Acrostichées 96; Gen. Fil. 60. — Acrostichum repandum var. β Quoyanum Hook. Bak. Syn. 419.

Cyrtogonium laciniatum J. Sm. in Hook. Journ. III. 403.

Heteroneuron argutum Fée, Acrostichées 96, tab. 25 fig. 2; Gen. Fil. 60. Presl, Epim. 169.

Acrostichum Quoyanum Gaud. ist mit der typischen Form durch Uebergangsformen verbunden.

Viti-Inseln. Viti Levu, im Innern der Insel bei Namusi auf sehr feuchten Waldplätzen: Graeffe no. 170! kleine Insel in der Bucht von Suva an der Südküste: Graeffe no. 483!

Samoa-Inseln: Powell no. 66 u. 67! (Als Acrostichum repandum var. palustre Baker und var. lonchophorum Baker, — Seem. Journ. VI. l. c.).

Verbr. Südliches China, Hongkong, Bonin, Philippinen, nordöstl. Neuholland, Neu-Caledonien, Polynesien.

5. Chrysodium Zollingeri Kuhn.

Kuhn in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 293.

Aerostichum Zollingeri Kze. Bot. Zeit. IV. 449. — Leptoehilus Kze. Zolling. Verz. 33. — Anapausia Pr. Epim. 187.

Gymnopteris subsimplex Fée, Aerostichées 83, tab. 40; Gen. Fil. 56.

Gymnopteris subrepandum J. Sm. in Hk. Journ. III. 403. — Poeeilopteris Pr. Epim. 171. — Aerostichum Hook. Sp. V. 275. Hook. Bak. Syn. 449. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 66, 222.

An den mir vorliegenden zwei kleinen Exemplaren, von denen das eine fructificirt, sind alle Blätter einfach, die ersten fast ganzrandig, die später folgenden seicht buchtig gerandet, etwa der Figur Fée's entsprechend. Frei in den Nervenareolen eingeschlossene Venen sind nur hie und da sehr vereinzelt vorhanden.

Viti-Inseln. Ovalau, M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 108!

Verbr. Philippinen, Malaka, Java.

B. Lomariopsis Fée.

6. Chrysodium polyphyllum.

Lomagramme polyphylla Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 83, tab. 2, fig. 3. — Neurocallis Moore, Ind. Fil. Gen. XIX. — Aerostichum Hook. Sp. Fil. V. 269 (nicht A. polyphyllum Hk. Sp. V. 243!). Hook. Bak. Syn. 424. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 74,96,223. — Lomariopsis Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. e. 571.

Aspidium sorbifolium Willd. Sp. Pl. V. 223. Spreng. Syst. IV. 99. — Nephrodium Pr. — Sagenia Pr. Tent. 87, tab. 2, fig. 22.

Obgleich in einigen Punkten von den gegebenen Diagnosen abweichend, glaube ich doch die mir vorliegenden Blätter als dieser, wie es scheint sehr polymorphen Art, angehörend betrachten zu dürfen. Primäre und secundäre Rhachis sind mehr oder minder mit schmalen, haarartigen, rothbraunen Spreuschuppen, namentlich oberseits, besetzt, welche an den unteren Theilen des Blattes meist schon vollständig fehlen. Die Blätter sind entweder einfach oder doppelt gefiedert, oder auch nur im oberen Theile einfach, unten doppelt gefiedert. Ebenso finden sich Fiedern erster Ordnung, welche an der Spitze oder in der oberen Hälfte gefiedert, unten einfach sind. Die Fiederchen der doppelt gefiederten Blätter variiren in Bezug auf die Form ihrer Basis sehr, nicht nur an den verschiedenen Blättern, sondern selbst an demselben Blatte, ja an einer und derselben Fieder. In dem einen Falle, beim einfach gefiederten Blatte, ist die Fiederbasis herzförmig und die Fieder selbst so kurz gestielt, dass die Lappen meistens die Oberseite der Rhachis bedecken. Beim doppelt gefiederten Blatte tritt häufig dasselbe Verhältniss ein; in anderen Fällen dagegen ist einer der beiden Lappen, bald der obere, bald der untere, stärker entwickelt. Eine dritte Fiederchenform zeigt die Basis nicht mehr herzförmig, sondern grade oder schief (der untere Rand stärker entwickelt) abgestutzt, und von hier aus finden wir die allmählichen Uebergänge zur eilanzettlichen und lanzettlichen Form der Fiedern 2. Ordnung. In gleicher Weise unregelmässig bildet sich der Rand der Fiederchen aus und die Länge derselben variirt an den mir vorliegenden Exemplaren von 1—6 Centimeter bei ebenso wechselnder Breite.

Im Herb. Kze. liegen ein paar Pflanzen, von Mettenius wohl schon als zweifelhaft zu Lomariopsis gelegt, die, von Bory als auf Neu-Irland gesammelt angegeben, nach einer daneben liegenden Umrisszeichnung nebst Notiz von Kunze's Hand mit dem Willdenow'schen Aspidium sorbifolium identisch sind. Sie besitzen einfach gefiederte, auf einem langen, dünnen, kriechenden Rhizome sitzende Blätter von genau demselben Aussehen, wie etwa eine Fieder schwächer entwickelter oder jüngerer Exemplare der Graeffe'schen Pflanze, sind steril und meiner Ansicht nach ohne Bedenken mit der Graeffe'schen Pflanze als Jugendzustand derselben zu vereinigen. Ein Exemplar, das genau der

Willdenow'schen Pflanze entspricht, findet sich unter Graeffe's Nro. 562.

Viti-Inseln. Inneres von Viti Levu: Graeffe no. 55! Ovalau, montane Region, steril: Graeffe no. 562! — Brackenridge! Harvey! Seemann no. 421,713!

Verbr. Neue Hebriden, Neu-Irland. (Ostindien? Willd. l. c.)

7. Chrysodium sorbifolium.

Acrostichum sorbifolium L. Sp. Pl. 1526. Lam. Enc. I. 36. Poir. Suppl. I. 128. Willd. Sp. Pl. V. 115. Kaulf. Wes. d. Farnkr. 70. Wawra, Brasil. 210. Hook. Sp. V. 241. Hook. Bak. Syn. 412. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 222 etc. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 583, taf. 38, fig. 10, 11, tab. 39, fig. 5—7, tab. 50, fig. 4. Kze. Linn. XXIII. 214.

Onoclea sorbifolia Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 74; Syn. Fil. 112. — Olfersia Presl, Tent. 243. — Lomaria Desv. Ann. Linn. VI. 290. Kaulf. Enum. 152. Spreng. Syst. IV. 64. — Stenochlaena J. Sm. in Hook. Journ. IV. 149. Griseb. Fl. of br. Westind. 674.

Lomariopsis sorbifolia Fée, Acrostichées 69; Gen. Fil. 45; Mém. XI. 5. Metten. Fil. II. Lips. 22. Moore, Index Fil. Gen. XVII. Kuhn, Fil. Afric. 54. Ettingsh. Beitr. I. 24, tab. 6, fig. 8—10; Farnkr. 13, tab. 10, f. 6—8. Bedd. Ferns of brit. India II, tab. 192.

Lomaria longifolia Kaulf. Enum. 152. — Stenochlaena J. Sm. in Hk. Journ. III. 402.

Stenochlaena variabilis Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 76, t. spec. in hb. Kze. Diese Form hat Mettenius später im Herb. Kze. zu Lomariopsis Novae Caledoniae Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. t. XV. p. 58. — L. leptocarpa Fée, Acrostichées 69, tab. 29 — gezogen, und diese ist es auch, welcher die von Graeffe auf den Viti- und Samoa-Inseln gesammelten Formen am besten entsprechen.

Mit Hooker (l. c.) bin ich zu der Annahme geneigt, dass sämmtliche von Fée und Anderen in der Gattung Lomariopsis aufgeführten Farne nur Formen einer einzigen, weit verbreiteten, äusserst polymorphen Art sind. Dass auf die Blattgestalt in vielen Fällen durchaus kein grosses Gewicht zu legen ist, ergiebt u. A. das über Chrysodium polyphyllum Gesagte, zeigt sich Jedem, der unsere in Cultur befindlichen Farne unbefangen und aufmerksam längere Zeit hindurch beobachtet. Der Gestaltenwechsel der Blätter zeigt sich nicht nur in den weiter aus einander liegenden Altersperioden eines Farnkrautes, sondern auch bei vielen Arten im »ausgebildeten Zustande« in auffallendster Weise, so auffallend, dass, wollte man die gesonderten Blätter ohne irgend welche Be-

merkungen, einer gewissen Sorte von Systematikern vorlegen, man von diesen eine Reihe der schönsten sogenannten guten Arten daraus geliefert bekäme. Ich werde noch oft auf diesen Punkt hinzuweisen haben, so bei Davallia, Marattia etc. Der Hauptgrund, wesshalb in den pteridologischen Systemen an vielen Stellen noch eine so grenzenlose Verwirrung herrscht, ist wohl in der Mangelhaftigkeit des zu den betreffenden Untersuchungen dienenden Materiales zu suchen. Wirft man einen Blick in die Herbarien, so muss man oft über die jammervollen Fetzen von Pflanzen erstaunen, welche der Aufstellung und Beschreibung von Arten zu Grunde lagen. Dass in vielen Fällen ein authentisches Fragment einen sehr erwünschten Aufschluss zu geben vermag, soll damit keineswegs in Abrede gestellt werden; nur das Verfahren im Allgemeinen verdient Tadel. Vor allen Dingen müssen sich indessen die Sammler bestreben, besseres Material zur Bearbeitung zusammen zu bringen, da ja doch nur wenige Glückliche in die Lage kommen, an Ort und Stelle an lebenden Pflanzen gründliche Studien machen zu können. Würden jene Herren darauf bedacht sein, von den verschiedensten, sorgfältig notirten Standorten alle nur auffindbaren Formen, namentlich auch die verschiedensten Alterszustände in hinreichender Menge aufzunehmen, so würde uns damit ein wesentlicherer Nutzen geleistet werden, als mit dem Jagen nach womöglich neuen Arten, deren Beschreibung in jetziger Zeit gar oft noch den wichtigsten Vorzug neu erscheinender Arbeiten bilden muss. Viele der jetzt noch in unseren pteridographischen Werken unter der Firma »gute Art« sich herumtreibenden Formen würden dann wohl als Alterszustände, durch den Standort etc. bedingte Entwickelungsformen bekannter Gestalten sich entlarven. Da mir ein bedeutendes brauchbares Material zur Feststellung der Formenreihen des Chrysodium sorbifolium nicht vorliegt, so verweise ich in Betreff der Synonymie etc. einfach auf Hooker und Fée. Ebenso wage ich noch nicht zu entscheiden, in wieweit die von Mettenius in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 296 als neu aufgestellte Gattung Teratophyllum berechtigt ist.

Viti-Inseln. Viti Levu, kleine Insel im Hafen von Suva an der Südküste: Graeffe no. 481, 487! — Seemann no. 711, 712! — Brackenridge!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 226! Tutuila: Graeffe no. 555, 404, 177! — Powell no. 21!

Var. oleandrifolia.

Lomariopsis oleandrifolia Mett. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 571. — Stenochlaena Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 75, t. spec. orig.

Es liegen mir von dieser Form nur zwei sterile Blätter vor, die sich von den Originalen wesentlich nur durch die längere, allmählich verschmälerte Fiederbasis unterscheiden.

Viti-Inseln. Viti Levu, im Innern der Insel bei Namusi: Graeffe no. 181, 188!

Samoa-Inseln: Powell! (t. Hook. l. c.)

Ausserdem liegt zwischen den Exemplaren der typischen Form noch eine junge Pflanze, welche ein einfaches lanzettliches Blatt besitzt neben vier anderen, die an der Basis der Lamina, bald rechts, bald links, eine lanzettliche, ungestielte Fieder von etwa halber Länge haben, während ein sechstes Blatt sich durch eine langgestielte, tief am Blattstiel eingefügte Basalfieder von fast gleicher Länge mit der Endfieder auszeichnet.

8. Chrysodium palustre.

Polypodium palustre Burm. Fl. Ind. 234. (Linn. Fl. Zeyl. 200. Burm. Ceyl. 100, tab. 46. Rheede, Hort. Malab. XII. 69, tab. 35. Rumph. Herb. Amboin. VI. 73, tab. 71.) — Lomariopsis palustris Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 294.

Onoclea scandens Sw. Syn. 112, 309. Schkuhr, Fil. 98, tab. 106, 107. Poir. Suppl. IV. 149.

Lomaria scandens Willd. Sp. Pl. V. 293. Kaulf. En. 156. Wall. Cat. no. 36. Desv. Ann. Linn. Soc. VI. 290. Spreng. Syst. IV. 64. Bl. Enum. Fil. Jav. 203. — Pteris Roxb. Crypt. 43. — Acrostichum Hook. Sp. V. 249. Hook. Bak. Syn. 412. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 31, 45, 65, 74, 96, 222. — Olfersia Presl, Tent. 235. — Stenochlaena J. Sm. in Hook. Journ. III. 401; IV. 149. Hook. Gen. Fil. tab. 105 B. Fée, Gen. Fil. 78. Presl, Epim 163. Kze. Bot. Zeit. IV. 441. Bedd. Ferns of S. Ind. 68, tab. 201. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 77. Moore, Index Fil. Gen. XVII. tab. III. B. Metten. Novar. Exped. I. 202. — Lomariopsis Metten. Fil. H. Lips. 22. Ettingsh. Beitr. I. 26; Farnkr. 15, tab. 9, fig. 9; tab. 10, fig. 9.

Lomaria acuminata Presl, Rel. Haenk. I. 52; Tent. 143. Hook. Sp. III. 37. Acrostichum lineare Thbg. Fl. Japon. 23 (t. Kuhn l. c.).

Stenochlaena fraxinifolia Pr. Epim. 164. Fée, Gen. Fil. 78.

Stenochlaena laurifolia Pr. Epim. 164. Fée, Gen. Fil. 78. — Acrostichum Hook. Sp. V. 250. Hook. Bak. Syn. 412. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 65, 74, 222.

*Lomaria juglandifolia Presl, Rel. Haenk. I. 52. — Stenochlaena Pr. Epim. 164. Fée, Gen. Fil. 78.

Lomaria Haenkeana Pr. Rel. Haenk. I. 53; Tent. 134. — Stenochlaena Pr. Epim. 165.

Stenochlaena Blumeana Pr. Epim. 163.

Stenochlaena sessilifolia Pr. Epim. 163.

Lomaria limonifolia Wall. Cat. no. 30 (t. Hook. Sp. l. c.). — Stenochlaena J. Sm. in Hook. Journ. IV. 149. Pr. Epim. 166.

Viti-Inseln. Viti Levu, feuchte Waldungen an der Südküste: Graeffe no. 554! Es liegen mir nur zwei sterile, ganz mit Cuming no. 226 übereinstimmende Blätter von diesem Standorte vor. — Seemann no. 710! Brackenridge!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Malaka, Java, Sumatra, südliches China, Philippinen, nordöstl. Neuholland, Salomonsinseln.

Uebergänge von der typischen Form zu der durch Stenochlaena laurifolia Pr. repräsentirten sind vorhanden. Die Normalform sah ich auch so, dass der obere Theil eines sterilen Blattes, oder die eine Seite eines solchen, fructificirte.

3. Polybotrya Humb. Bonpl.

9. Polybotrya lomarioides Kuhn.

Kuhn in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 295.

Leptochilus lomarioides Bl. En. Fil. Jav. 206. Kze. Bot. Zeit. VI. 141. Moritzi Verz. 117. — Neurocallis Presl, Epim. 177. Moore, Index Fil. Gen. XIX.

Cheiloplecton Blumeanum Fée, Acrostichées 89, tab. 51; Gen. Fil. 57, tab. 3, C. — Polybotrya Mett. Fil. H. Lips. 24, tab. 2. fig. 10. — Acrostichum Hook. Sp. V. 268. Hook. Bak. Syn. 423. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 32, 66, 96, 223.

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 368! Tutuila: Graeffe no. 423, 456! — Powell no. 26, 28! Brackenridge!

Verbr. Java, Sumatra, Philippinen.

Hooker (Sp. Fil. V. 268. Hook. Bak. Syn. 423) zieht zu dieser Art als abnorme Form:

Lomagramme pteroides J. Sm. in Hook. Journ. III. 402; IV. 153. Hook. Gen. Fil. tab. 98. Presl, Epim. 177. Fée, Vittar. 27; Gen. Fil. 91. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 83?

und sagt von derselben: »My specimens show satisfactorily to me, that Lomagramme pteroides of J. Smith is an abnormal state of this plant with the sori partially confined to the margin, as is the case also in Acrostichum praestantissimum.«

Kuhn trennt dagegen die Form noch und giebt sie als Polybotrya pteroides Kuhn, Miq. Ann. M. B. IV. 295. Ich wage darüber keine Entscheidung, da ich die Pflanze von Smith nicht gesehen habe. Die von Brackenridge als solche bestimmten Exemplare, soweit ich dieselben sah, zeigen nichts von diesem Charakter, sondern stimmen ganz mit den von Graeffe gesammelten Pflanzen überein.

4. Vaginularia Fée.

Fée, Vittar. 30, 34; Gen. Fil. 97. Mett. Fil. H. Lips. 25; Miq. Ann. M. B. IV. 174.

10. Vaginularia Junghuhnii Mett.

Mett. Fil. H. Lips. 25, tab. 27, f. 24—28; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 174, tab. 7, fig. 15. 16.

Monogramme linearis Bl. Enum. Fil. Jav. 198. Kze. Bot. Zeit. VI. 198. M. linearis Jungh. in hb. Kze. et Zolling. no. 1890, t. spec.

Diclidopteris angustissima Brack. F. U. S. Expl. Exped. 135, tab. 17, t. spec. orig. Moore, Index Fil. Gen. XXVII. tab. XIII. B; Spec. 346. — Vaginularia Mett. Ann. M. B. IV. 174.

Monogramme Junghuhnii Hook. Sp. V. 123, tab. 289 B. Hook. Bak. Syn. 375. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 44, 64, 95, 218.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 163! Ovalau, pseudoparasitisch auf Bäumen: Graeffe no. 32! Daemel no. 47! — Brackenridge! Milne! Seemann no. 718, 914!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 266! Savai: Graeffe no. 258! — Powell no. 11! Brackenridge!

Verbr. Ceylon, Java, Philippinen, Sandwich-Inseln, Gesellschafts-Inseln.

Name bei den Eingeborenen der Viti-Inseln »Mokomoko ni Jvi«, d. h. der Mokomoko von Inocarpus edulis, worauf die Pflanze wächst (Seemann, Bonplandia X, 297).

Die von Mettenius a. a. O. angegebenen Unterschiede zwischen Vaginularia Junghuhnii Mett. und V. angustissima Mett. möchte ich, nach den Beobachtungen an den mir zahlreich vorliegenden Exemplaren, nicht aufrecht erhalten. Wenn auch die typische

Form von Vaginularia Junghuhnii ober- und unterhalb des fertilen Blatttheiles sich etwas verschmälert, so kommen andrerseits solche Blätter auch bei V. angustissima vor, sowie bei letzterer Form ebenso Blätter sehr häufig sind, welche den Sorus nur auf eine kurze Strecke im mittleren oder gar nur im oberen Theile des Blattes besitzen, neben solchen, die ihn fast der ganzen Ausdehnung nach zeigen.

An den von mir in Querschnitten untersuchten Blättern habe ich bis jetzt stets nur eine Soruslinie finden können, während nach Brackenridge deren auch zwei vorkommen (t. Hook. l. c. 124, tab. 289 B, Fig. 4). Dieser entsprechend ist in vielen Fällen das Pseudoindusium des Receptaculums stärker entwickelt, als die demselben entsprechende Lamelle des Blattmittelnerven (Tab. XII. Fig. 37, 39, 40.), während in anderen Fällen beide einander fast (Fig. 43, 41.) oder ganz gleich in Grösse sind (Fig. 42).

In seiner ersten Arbeit (Fil. H. Lips. 25) giebt Mettenius an, dass durch »stark verdickte, langgestreckte, bastähnliche Zellen, welche zwischen den Parenchymzellen hie und da vorkommen«, den Blättern eine gewisse Festigkeit verliehen werde; in Miquel's Annalen bezeichnet er, ohne Zweifel dieselben Zellen im Auge haltend, dieselben richtiger als Epidermiszellen. Diese eigenthümlichen Zellen, die sich auch bei Antrophyum und Vittaria in fast gleicher Weise finden, zeichnen sich vor den übrigen Epidermiszellen, deren Wände in gewöhnlicher Weise, nur schwächer als bei den meisten Farnen, geschlängelt erscheinen, dadurch aus, dass sie im Gegensatz zu letzteren lang gestreckt, meist von zwei- bis vierfacher Länge, gradwandig und in der Regel etwas unter dem Niveau derselben gelegen, ausserdem aber einseitig sehr stark verdickt sind. In Folge ihrer etwas tieferen Lage greifen in manchen Fällen die benachbarten Epidermiszellen mit ihren geschlängelten Wänden etwas über den Rand dieser gestreckten Epidermiszellen weg, so dass es auf den ersten Blick aussieht, als ob diese selber geschlängelt seien (Tab. XIII. Fig. 45), während in anderen Fällen die Nachbarzellen da, wo sie mit den gestreckten Zellen in Verbindung stehen, ebenfalls grade Wände besitzen (Tab. XIV. Fig. 46). Die einseitig in der nach aussen gekehrten Wandpartie erfolgende starke Verdickung tritt am auffallendsten bei Vittaria und Vaginularia (Tab. XII. Fig. 38) hervor, weil

hier die übrigen Epidermiszellen weniger stark verdickt sind, als bei Antrophyum, bei dem sämmtliche Epidermiszellen sehr stark verdickte, cuticularisirte Aussenwände zeigen (Fig. 47, 48), obgleich auch hier der Unterschied immer noch auffallend genug ist. Im ausgeprägtesten Falle ist das Lumen der betreffenden Zellen bis zu einer schmalen Spalte reducirt, immer aber ist es niedriger, als die Wanddicke beträgt. Letztere zeigt stets eine deutliche, feine Schichtung, oft in der Mitte mit einer horizontalen Spalte, die obersten Schichten meistens in die der benachbarten Epidermiszellen verlaufend, die äusserste als echte Cuticula im Zusammenhange mit der Cuticula der anderen Zellen der Epidermis stehend. Das chemische Verhalten dieser Verdickungen ist ganz das auch anderen Cuticularbildungen eigene. Im Uebrigen finden sich die bezeichneten Zellen ebenso auf den Pseudoindusiën der genannten drei Gattungen, als auf der übrigen Blattfläche der Ober- und Unterseite. Verhältnissmässig am häufigsten sind sie bei Vittaria.

Die Spaltöffnungen, ganz die Form wie bei Antrophyum (Tab. XIII. Fig. 44) zeigend, liegen bei Vaginularia in wenigen, durchgehends 2 oder 3, Längsreihen beiderseits vom Blattrande entfernt zwischen diesem und der Basis der Pseudoindusien. Ihr Bau wird ohne weitere Bemerkungen aus der gegebenen Figur 44 ersichtlich sein.

5. Vittaria Sm.

Taf. I. II. fig. 26—36.

Fée, Mém. sur la fam. d. Foug. III. Hist. d. Vittariées et d. Pleurogrammées, pag. 14.

Fée theilt bekanntlich die Gattung Vittaria, die er mit Taeniopsis Sm. (Taeniopteris Hooker) vereinigt, in zwei grosse Untergattungen, die er nach der Stellung des Sorus als Taeniopsis: »Sporotheciis supracuticularibus« und Euvittaria: »Sporotheciis endophyllis« bezeichnet. Seine Gruppirung wird von Hooker [1]) angenommen, wie denn auch von diesem im erstgenannten Werke die Artenbegrenzung Fée's vollständig befolgt, jedoch auf den sehr zweifelhaften Werth der Form der Paraphysen (»sporangiasters, abortive capsules«), speciell des Endgliedes derselben, als Artcharacter hingewiesen wird.

---

[1]) Species Filic. V. 186. Hook. Bak. Syn. 395.

Mettenius [1]) fügt diesen beiden Gruppen noch eine dritte hinzu, so dass er die drei Abtheilungen: a. Sori nudi, b. Sori margine replicato tecti, c. Sori indusiati, erhält.

Die Untergattung Taeniopsis umfasst bei Fée (und in Hook. Spec. Fil. l. c.) 19, die Untergattung Euvittaria 6 Arten, während Hooker und Baker [2]) erstere auf 8, letztere auf eine einzige Art, Vittaria elongata Sw., reduciren. Die von Letzteren zu Taeniopsis gerechneten Arten sind: Vittaria scabrida Kl., V. falcata Kze., V. Gardneriana Fée, V. stipitata Kze., V. stricta Carm., V. lineata Sw., V. remota Fée und V. scolopendrina Thwait. Zu V. elongata Sw. werden gezogen: V. rigida Klf. mit V. ensiformis Sw. und V. intermedia Bl., V. plantaginea Bory, V. zosteraefolia Bory, V. anodontolepis Fée, V. owariensis Fée, V. bisulcata Kze. und V. isoëtifolia Bory.

Was nun zunächst die Paraphysen betrifft, so dürfte es wohl als sehr gewagt erscheinen, diesen veränderlichen Gebilden (ähnlich der schwankenden Zellenzahl des Ringes der Sporangien etc.) den angegebenen Werth zuzusprechen. Es würde dies, auf andere Gattungen ebenfalls angewendet, zu einer Artenfabrikation führen, die durch Nichts gerechtfertigt wird. Die Form des Endgliedes der Paraphysen, die sich bei fast allen Arten (nur bei V. falcata sollen sie nach der Angabe von Fée fehlen) reichlich zwischen den Sporangien finden, bei den meisten getrockneten Exemplaren oft allein den Sorus ausmachen, ist im Allgemeinen die keulige; seine Länge aber im Verhältniss zur Breite des freien Endes, sowie die Form des letzteren, variiren indessen nicht nur bei den Blättern derselben Art, sondern sogar bei einem und demselben Blatte, woraus die Werthlosigkeit der von ihnen genommenen Merkmale für die Charakteristik der Art schon zur Genüge hervorgeht.

Auf die Arbeit K. Müller's [3]) hier genauer einzugehen, halte ich ebenfalls für gänzlich unnöthig, da den dort aufgestellten, von den Spreuschuppen entlehnten Charakteren durchaus kein

---

[1]) Fil. Hort. Lips. pag. 25.

[2]) Synops. Fil. p. 395.

[3]) Einige Worte über die Bedeutung des Zellenbaues für die Classification etc. etc. Bot. Zeit. 1854, pag. 537.

Artwerth zukommt. Schon Mettenius [1]) macht darauf aufmerksam, dass Vittaria graminifolia Kze. in Betreff der Ausbildung der Spreublättchen die Mitte zwischen den Müller'schen Abtheilungen Parenchymaria und Runcinaria hält; »ihre Basis stimmt mit den Charakteren der ersten, ihre Spitze mit der letzten überein.« Ich selber habe mich bei den verschiedensten Formen von dem Gestaltenwechsel der Spreublättchen bei einem und demselben Exemplare überzeugt: die Zahl der Zellenreihen, der Bau der Zellwände, die Länge u. s. w. der Zähne und der »Granne« sind nicht constant. Wie daher neuerdings Mettenius und Kuhn [2]) abermals die Spreuschuppen bei Aufstellung neuer Arten verwenden konnten, ist mir nicht erklärlich. Es kann hier nur das von den Paraphysen Gesagte wiederholt werden.

Eine andere uns hier entgegentretende Frage ist die: besteht zwischen den beiden Untergattungen Taeniopsis und Euvittaria die scharfe Grenze, welche ihnen zugesprochen wird? An den getrockneten Exemplaren ist es in den meisten Fällen schwierig, genau zu unterscheiden, ob das vorliegende Individuum in die eine oder andere Abtheilung gehört. Auch bei aufgeweichten Blattstücken ist dies in vielen Fällen nicht leichter, vorausgesetzt, dass man nicht grade die extremsten Glieder der Formenreihe vor sich hat. Die genaueste Auskunft muss der sorgfältig mit Kalilösung behandelte, dünne Querschnitt des Blattes geben, und dieser hat mir gezeigt, dass sich zwar eine grosse Reihe allmählig in einander übergehender Formen findet, sich aber, da ich die Lücken bis jetzt nicht habe ausfüllen können, vier Typen festhalten lassen, von denen drei der Abtheilung Taeniopsis angehören, einer die Untergattung Euvittaria bildet.

Der erste Typus umfasst die von Hooker und Baker [3]) mit Vittaria elongata Sw. vereinigten Formen der Untergattung Euvittaria, mit Ausnahme von Vittaria isoëtifolia Bory, die ich zu Taeniopsis stellen muss, in welcher Abtheilung sie auch bei Fée ihren Platz hat. Hier findet sich der Sorus in einer Furche, die von dem zweilippigen Rande des Blattes gebildet wird (siehe

[1]) Fil. Hort. Lips. p. 25.

[2]) Reliquiae Mettenianae in Linnaea XXXVI. pag. 65 ff.

[3]) Synops. Filic. p. 395.

Fig. 1 und die folgenden Figuren). Als die obere Lippe fungirt der eigentliche Blattrand; die untere ist ein sogenanntes falsches Indusium, eine mehr oder minder entwickelte wulstartige Erhebung der Blattunterseite über dem Gefässbündel des Receptaculums (»intramarginalen Nerven«), die in ihrem Baue ganz und gar mit dem übrigen Blatte übereinstimmt, namentlich auch die so charakteristischen, schon oben bei Vaginularia erwähnten, gestreckten und einseitig stark verdickten Epidermiszellen zeigt. Diese Abtheilung ist die formenreichste, und in ihr herrscht, wie es scheint, auch die grösste Verwirrung in Betreff der Auffassung der Arten.

Das vollkommenste Anfangsglied der Formenreihe, als deren Typus ich Vittaria zosteraefolia Bory, Willd. hinstelle, hat zwei ganz oder fast ganz gleich ausgebildete Randlippen von gleicher oder nahezu gleicher Breite und Dicke. Die schönsten Beispiele hierfür zeigten mir die von Dr. Graeffe auf den Fidschiinseln (Viti Levu, no. 180) und Schifferinseln (Savai, no. 245 und 252) gesammelten Exemplare. Die Figur 1 giebt uns ein Blattstück in doppelter natürlicher Grösse und Fig. 2 die Hälfte eines Querschnittes, in welchem *m* den Mittelnerven, *r* das Gefässbündel des Receptaculums, *o* den oberen Blattrand und *u* das falsche Indusium bezeichnen.[1] Daran schliessen sich die von Sieber[2] ausgegebenen Exemplare der Vittaria zosteraefolia von Mauritius (Fig. 3, 4), doch hie und da schon eine, wenn auch sehr geringe Verkürzung des Pseudoindusiums zeigend. Ueber die sonstigen Differenzen beider Formen (Blattbreite, Nervatur etc.) siehe weiter unten. Auch die von Hooker und Bauer[3] gegebene Abbildung von Vittaria rigida (Fig. 5 ist eine verkleinerte Copie der citirten Fig. 3 mit Weglassung der Sporangien) entspricht ganz diesen Verhältnissen. Fée[4] zieht dann zu V. rigida die von Hooker und Greville[5]

[1] Alle Figuren (1—36), mit Ausnahme der Figur 5, sind, wenn nicht eine andere Vergrösserung angegeben ist, zehnfach vergrössert und zwar so gezeichnet, dass die der Blattoberfläche entsprechende Seite der Querschnitte stets nach oben gekehrt ist. Die Figuren 2—4, 6, 7, 9, 14, 18 und 19 geben die Hälfte des Querschnittes bis zum Mittelnerven, die Figuren 10—12, 33, 35 und 36 dagegen nur die Randpartie.

[2] Syn. Fil. no. 63 (Herb. Kze.).

[3] Gen. Fil. tab. 68, B.

[4] a. a. O. pag. 22.

[5] Icon. Fil. tab. 187.

gegebene Abbildung von V. plantaginea, die er als nicht zur Bory'schen Pflanze gehörig bezeichnet. Nach der dort vorhandenen Analyse [1]) war mir zuerst beim blossen Anblick der Zeichnung die Stellung der Hooker–Greville'schen Pflanze unklar, bis mir die Untersuchung der Vittaria rigida Klf. in auf den Sandwich–Inseln gesammelten Exemplaren des Kunze'schen Herbars bei solchen Querschnitten, die nicht gut durch Kali aufgeweicht worden waren, in ihrem theilweise noch geschrumpften Blattrande die Form der citirten Abbildung zeigte. Diese Vittaria rigida besitzt schon ein regelmässig kürzeres sogenanntes Indusium (Fig. 6, 7), dessen Rand bald abgerundet, bald abgestutzt ist. Diesem Formenwechsel unterliegt auch der eigentliche Blattrand (Fig. 6, 7), und zwar oft an einem und demselben Querschnitte, sowie auch das hier schon breiter werdende Receptaculum bald flach, bald vertieft ist. Die oben erwähnte Vittaria zosteraefolia von Mauritius zeigt übrigens in Bezug auf das letztere Merkmal bereits dieselben Unterschiede, wie die Fig. 3 und 4 beweisen.

Den bis jetzt erwähnten Formen schliessen sich nun Vittaria ensiformis Bl. (V. rigida Kaulf. var. γ ensiformis Fée) und Vittaria Amboinensis Fée (diese von Fée zu Taeniopsis gestellt) an und daran reihen sich Exemplare von Vittaria elongata Sw. von Ceylon, die ich unter diesem Namen der Güte des Herrn Dr. Milde verdanke. Letztere zeigen die Verhältnisse der V. rigida Klf., nur mit dem Unterschiede, dass das meistens flache Receptaculum sich noch mehr verbreitert (Fig. 9), wodurch der ganze Blattrand dicker wird. Unsere Fig. 8 stellt ein Fragment des Blattes mit der Nervatur in doppelter Grösse dar. Mit dieser Form stimmt nun auch ganz genau Vittaria planipes Kze. überein; meine Präparate zeigen vollständig die in Fig. 9 gegebene Form des Blattrandes und unterscheiden sich von der von Mettenius gegebenen Zeichnung [2]) nur dadurch, dass im Durchschnittdas Indusium etwas länger ist, als es dort abgebildet wird. Im Uebrigen sind die zu den Querschnitten verwendeten Blattstückchen von Mettenius und mir derselben Pflanze entnommen worden.

Eine weitere Reihe sich hier anschliessender Formen zeichnet

---

[1]) a. a. O. Fig. 2.

[2]) Fil. Hort. Lips. tab. 27, fig. 23.

sich meistens wieder durch das vertiefte Receptaculum aus. Bei ihnen ist das falsche Indusium, die Unterlippe des Blattrandes, stets kürzer, als der eigentliche Rand des Blattes, und der Sorus steht schon nicht mehr so ausgeprägt seitlich, wie vorher, sondern er wird durch die Neigung des Blattrandes, sich nach der Unterfläche des Blattes zu krümmen, mehr und mehr auf die letztere gerückt. Auch bei Vittaria planipes Kze. und der erwähnten V. elongata von Ceylon tritt dies Bestreben schon schwach hervor. Bei der hier zuerst in die Augen fallenden Vittaria plantaginea Bory [1]) wird der Sorus noch dadurch in seiner ausgeprägt seitlichen Stellung erhalten, dass der Blattrand kurz vor dem intramarginalen Nerven (Fig. 10) durch eine sanfte Biegung sich hebt; das Receptaculum ist hier noch breit und flach, das Pseudoindusium scharfrandig. Schärfer ausgeprägt ist bereits Vittaria bisulcata Kze., eine Form, die sich durch bedeutend schmälere Blätter, sowie durch zwei ziemlich tiefe Längsfurchen auf der Oberseite des Blattes, in Folge deren sich die Blattmitte buckelförmig wölbt, auszeichnet. Der Querschnitt (Fig. 21), nach Originalexemplaren von Java im Kunze'schen Herbarium, zeigt einen bogenförmig nach der Blattunterseite gewendeten, abgerundeten Blattrand, sowie ein abstehendes, etwas kürzeres, ebenfalls abgerundetes Pseudoindusium, das in Folge des breiten Receptaculums ziemlich weit vom Blattrande entfernt wird.

Daran reihen sich die von Dr. Graeffe unter No. 391 auf Upolu (Schifferinseln) gesammelten, ebenfalls zu Vittaria elongata zu ziehenden Exemplare (Fig. 11 und 12), die sich von V. bisulcata durch den Mangel der beiden Längsfurchen auf der Oberseite, grössere Länge und Breite des Blattes und meistens abgestutzten Blattrand unterscheiden, während das falsche Indusium zugeschärft ist. Hier, sowie bei der folgenden Vittaria anodontolepis Fée var. des Kunze'schen Herbars (Fig. 13) [2]), die sonst ziemlich mit ihr übereinstimmt, wölbt sich der Blattrand noch stärker nach der Unterseite, das Pseudoindusium tritt dabei mehr

---

[1]) In Originalen von Martinique im Herb. Kze.

[2]) Die auf Tahiti gesammelten, von Brackenridge als Vittaria plantaginea Bory bestimmten Exemplare, wurden von Mettenius zu der genannten Art gebracht.

nach der Mittelrippe hin zurück, verkürzt sich etwas, und der Sorus erscheint bei getrockneten Exemplaren, bei welchen sich der Blattrand wohl stets nach unten einrollt, schon auf der Unterseite des Blattes, obwohl er in der That noch seitenständig ist. Noch mehr tritt dies bei den Graeffe'schen Exemplaren No. 406 von der Samoa-Insel Tutuila (Fig. 14) hervor, sowie bei der durch schmälere Blätter ausgezeichneten, von Upolu stammenden No. 287 (Fig. 15). Bei letzteren Exemplaren ist das Receptaculum noch ausgehöhlt, das Pseudoindusium dagegen bereits merklich kürzer, seine Basis breiter, noch mehr der Mittelrippe näher gerückt, sein Rand zugeschärft.

Alle zuletzt aufgeführten Formen, von Vittaria bisulcata an, machen bereits den Uebergang von der typischen Vittaria zosteraefolia (mit V. rigida, planipes und der V. elongata von Ceylon des Milde'schen Herbars) zu der typischen Vittaria elongata Sw. Exemplare von dieser, aus dem Sprengel'schen Herbarium stammend, zeigen uns auf dem Blattquerschnitte (Fig. 16), der hier in der Gegend der Mittelrippe auf der Unterseite verdickt erscheint, ein breites, mehr oder minder stark emporgewölbtes, seltener flaches Receptaculum, einen kürzeren, abgerundeten, stark nach unten gebogenen Blattrand und ein etwas kürzeres, dem Blattrande entgegengesetzt gebogenes Indusium, welches auf der Unterseite des Blattes nach der Mittelrippe zu gerückt ist, während das Receptaculum zwar noch nicht der Blattunterfläche parallel gestellt erscheint, doch sich dieser Lage bereits stark nähert. Von Herrn E. Daemel in Neuholland, Neusüdwales, gesammelte Exemplare mit schmaleren Blättern (No. 73 der betreffenden, in meinem Besitze befindlichen Sammlung) tragen ein in dieser Beziehung bereits stärker ausgedrücktes Gepräge, wobei sich das Pseudoindusium noch mehr verkürzt und gleichzeitig an der Basis, da, wo es der Blattunterseite entspringt, verbreitert. Dasselbe gilt von den von genanntem Herrn auf den Fidschiinseln (Ovalau no. 45) gesammelten Vittarien (Fig. 18 und 19), bei denen der Blattrand in vielen Fällen bereits senkrecht zur Blattoberfläche steht, ja sogar sichelförmig der Mittelrippe des Blattes zu gebogen ist und das Receptaculum der Blattunterseite nahezu parallel wird. Vittaria pusilla Bl., von Java im Herbarium Kunze's, Vittaria elongata Sw. von Moolmeyn aus der Milde'schen Samm-

lung, sowie solche von Capitain Tetens auf den Pelew-Inseln (No. 15) gesammelte Exemplare, zeigten noch stärker den Typus der No. 45 des Herrn Daemel; Exemplare der gleichen Art von den Fidschiinseln (Daemel no. 46) haben fast durchgängig ein der Blattfläche gleichlaufendes Receptaculum, wobei das Pseudoindusium sich noch mehr verkürzt, etwa auf halbe Breite des eigentlichen Blattrandes reducirt und seine Basis verbreitert hat; und die Graeffe'sche Vittaria elongata der Fidschiinseln (Ovalau, no. 1) steht in jeder Beziehung als ausgezeichnetes Endglied dieser Reihe da (Fig. 20).

Was das Gefässbündel des Receptaculums — den intramarginalen Nerv, welcher durch Vereinigung der Seitenvenen der Mittelrippe entsteht — betrifft, so zeigt sich dasselbe im Querschnitt in den allermeisten Fällen bald lang, bald breit oval, seltener nierenförmig, in welch' letzterem Falle dann die ausgebuchtete Seite der Blattunterfläche zugewendet ist. Es ist ferner in der Längsausdehnung des Querschnittes meistens mit der Unterseite des Blattes parallel gestellt, so dass von der oben besprochenen Anfangsform der Vittaria zosteraefolia bis zur letzt erwähnten Form von Vittaria elongata alle Uebergänge in der Stellung des Gefässbündels mit seiner Breitseite zum Receptaculum, von der senkrechten bis zur parallelen, sich finden. Die Seitennerven sind entweder dicht oder entfernter gestellt (doch mit vielen Uebergängen); sie entspringen aus der Mittelrippe meistens in sehr spitzen Winkeln, wodurch gleichzeitig ihre Länge bedingt wird, und sind nur in einem Falle, den Graeffe'schen No. 245 u. s. w., sehr entfernt und, da sie unter weniger spitzen Winkeln sich abzweigen, auch sehr kurz (Fig. 1), so dass man sie auf dem Querschnitte seltener trifft.

Ein eigenthümliches Mittelglied zwischen den bisher geschilderten Verhältnissen und denen des Typus der Vittaria lineata Sw. bietet sich uns in Vittaria flexuosa Fée dar, einer Form, die von Hooker und Baker [1]) zu V. lineata gezogen wird, die ich aber als selbstständige Form, den Typus der V. elongata mit dem der V. lineata verbindend, hinstellen möchte. Das Blatt ist in der Dicke bedeutend weniger entwickelt, wie bei Vittaria lineata, der

[1]) Syn. Fil. pag. 396.

schwammigen V. stipitata u. A. und steht insofern der V. elongata näher. Es besitzt ferner auf der Oberseite über der Mittelrippe eine ziemlich tiefe Längsfurche, welcher entsprechend die Blattunterseite über der Costa kielartig, was besonders im getrockneten Zustande scharf hervortritt, emporgewölbt ist (Fig. 22). Weiter besitzt das Gefässbündel der Mittelrippe bei allen von mir untersuchten Exemplaren eine auf dem Querschnitte dreischenkelige (niemals ovale, wie bei den übrigen Formen) Gefässgruppe. Der Sorus ist zwar auf der Blattunterseite zu suchen, wird aber von dem senkrecht nach unten gebogenen, nicht verdickten Blattrande und einem Pseudoindusium nach Art der Endformen der Vittaria elongata eingefasst. Das Receptaculum ist mit der Blattunterseite in gleichem Niveau, derselben parallel, flach oder wenig vertieft, sehr breit und das Pseudoindusium ziemlich schmal, am Rande gerundet und mit breiter Basis senkrecht auf die Blattfläche gestellt, von der es sich als ein Längswulst von gleichem Bau (wie ja bei allen Vittarien) an dem inneren Rande des Sorus erhebt. Ich ziehe diesen Typus noch mit zu Euvittaria.

Die Formen der Gattung Vittaria, welche in Bezug auf die Stellung des Sorus den zweiten Typus, den der Vittaria lineata Sw., bilden, zeichnen sich vor allen vorhergehenden, wie den nachfolgenden, durch die bedeutend stärkere Entwickelung des Blattes in die Dicke aus. Der Sorus ist auf der Unterseite desselben eingesenkt in eine tiefe Längsfurche, die mehr oder weniger von dem sehr dicken, oft verbreiterten Blattrande entfernt und mit demselben parallel verläuft und zum Breitendurchmesser des Blattes entweder senkrecht gestellt (Fig. 25), oder mit dem Receptaculum nach dem Blattrande zu geneigt ist (Fig. 24). Letzteres ist vorzüglich bei vielen Exemplaren von Vittaria lineata der Fall. Der Innensaum der Sorusfurche trägt bei dieser Art einen Längswulst (Fig. 24 und 25, a), entsprechend dem sogenannten Indusium des ersten Typus. Ich beobachtete denselben am schärfsten vorspringend bei Exemplaren aus Südafrika (Quidniqualand, gesammelt von Drege) — Fig. 25 — weniger an solchen aus Surinam (gesammelt von Weigelt, Herb. Kze.), und fand ihn bald senkrecht stehend, bald etwas nach auswärts über den Sorus geneigt. Bei Vittaria stipitata Kze. aus Venezuela (Herb. Kze.)

verschwand dieser indusienartige Längswulst schon mehr (Fig. 27, 28), bei Vittaria filifolia Fée aus Caracas (Herb. Kze.) zeigte er sich niemals (Fig. 29) [1]), und ebenso konnte ich ihn bei Vittaria isoëtifolia Bory (Fig. 30) nicht auffinden.

Das Receptaculum ist bei diesen Formen, entsprechend der Sorusfurche, meistens schmal, flach, etwas emporgewölbt oder auch vertieft, sein Gefässbündel auf dem Querschnitte oval oder nierenförmig, mit der Breitseite ihm in der Regel parallel gestellt. Nur bei Vittaria filifolia sind Furche und Receptaculum breit, der freie, abgerundete Aussenrand des Blattes ist schwach, seitlich abstehend, und ausserdem das Blatt, ähnlich wie bei Vittaria flexuosa, auf der Oberseite über der Mittelrippe mit einer tiefen Längsfurche versehen (Fig. 29), während bei Vittaria lineata und V. stipitata die Blattoberseite entweder sehr breit oder kaum merklich vertieft, der Blattrand meistens dicker und verbreitert ist.

An Vittaria filifolia Fée schliesst sich als Endglied dieses Typus dann Vittaria isoëtifolia Bory an, die ich nicht, wie Hooker und Baker [2]) es thun, zu Vittaria elongata ziehen kann, sondern hierher stellen muss. Der pseudoindusienartige Längswulst ist hier, wie bei Vittaria filifolia, ganz verschwunden, dafür indessen die Sorusfurche mit dem Receptaculum nach der Mittelrippe des Blattes zu geneigt, so dass der Mitteltheil des letzteren auf der Unterseite im Querschnitt verbreitert erscheint (Fig. 30). Der bei Vittaria lineata meist senkrecht gestellte, bei V. stipitata schon etwas nach aussen, bei V. filifolia in der Regel schon mehr auswärts geneigte Blattrand ist hier noch stärker, in einem Winkel von über 45°, seitlich gebogen, so dass der Querschnitt dadurch ein ganz eigenthümliches Ansehen erhält, da gleichzeitig die Dicke des Blattes fast die Hälfte des Breitendurchmessers erreicht. Die bei Vittaria filifolia vorhandene Mittelfurche der Blattoberseite fehlt hier.

Die Mitglieder des dritten und vierten Vittarien-Typus unterscheiden sich von denen des zweiten wieder durch den nicht verdickten, flachen Blattrand, der seinem Baue nach ganz und gar mit dem übrigen Blatte übereinstimmt; sie haben mit

---

[1]) Vgl. auch Mett. Fil. H. Lips. tab. 27. fig. 21.

[2]) Syn. Fil. pag. 395.

ihnen das gemeinsam, dass der Sorus intramarginal verläuft, entweder in einer tiefen Rinne, wie bei Vittaria scolopendrina, oder fast oberflächlich, wie bei Vittaria remota, V. Gardneriana und V. Moritziana.

Die eigenthümlichste Art ist hier zunächst die den dritten Typus bildende Vittaria scolopendrina Mett., welche von Mettenius [1]) in seine Gruppe »b. sori margine replicato tecti« gestellt wird. In Kunze's Herbarium liegt in dem Bogen dieser Art ein Exemplar von Taeniopsis Richiana Brack., Original von den Fidschi-Inseln und ganz genau mit den von Dr. Graeffe auf den Samoa-Inseln (auf Savai an Baumstämmen in der montanen Region, no. 219) und auf Viti Levu (no. 60) gesammelten Exemplaren übereinstimmend. Daneben findet sich auf einem zweiten Blatte das von Mettenius a. a. O. beschriebene Blatt, durch Original-etiquette Bory's als Pteris scolopendrioides bezeichnet. Von Kunze steht dazu geschrieben: Taenitis Klf. Haplopteris scolopendrina Presl und Taeniopteris Forbesii Hook. ?, mit Hinweis auf die Abbildungen in Hooker und Bauer, Gen. Fil. tab. 76 *B* und 120 *D*. Eine vierte Etiquette von Mettenius' Hand bezeichnet die Pflanze als Vittaria scolopendrina.

Das ganze in Rede stehende Blatt ist circa 39 Cmtr. lang, lanzettlich und seine grösste Breite in wenig über halber Höhe etwas mehr als 2 Cmtr. Die beiden Sori beginnen in einer Höhe von 26 Cmtr. und sind etwa 10 Cmtr. lang. Bei Beginn der Sori ist das Blatt plötzlich etwas verschmälert, sein Rand jederseits über den Sorus geschlagen, so dass dieser ganz verdeckt wird, und dann nochmals wieder rückwärts, dem Blattrande zu, gebogen, eine Form, die ich bis jetzt bei keiner anderen Vittaria fand. Unsere Fig. 34 stellt ein Stückchen der Randpartie des Blattes in sechsfacher Vergrösserung dar, wobei zu bemerken ist, dass das zum zweiten Male zurückgeschlagene Randstück nicht überall dieselbe Breite hat, sondern an manchen Stellen noch breiter wird. Die auf dies Verhalten des Blattrandes bezügliche Stelle bei Mettenius lautet: »Die obere Hälfte dieses intramarginalen Nerven trägt bei dem einzigen in Kunze's Herbar befindlichen Blatte dieses Farns den Sorus, der, wie bei Pteris, von

[1]) Fil. Hort. Lips. pag. 25 als V. scolopendroides.

dem zurückgeschlagenen Rande des Blattes bedeckt ist.« Hooker und Baker [1]) geben bei Vittaria scolopendrina an, dass im Jugendzustande der Sorus vom sich später zurückschlagenden Blattrande bedeckt sei, und ich habe bei Graeffe'schen Exemplaren, die leider keine jugendlichen Blätter mehr besitzen, bei weiter entwickelten Blättern Andeutungen der Art gefunden, die nicht vom blossen Einrollen beim Trocknen entstanden zu sein schienen. Indessen war dieses nie so ausgeprägt der Fall, wie bei der Bory'schen Pflanze. Auf vorsichtig mit Kali behandelten Querschnitten hob sich zwar das zum zweiten Male zurückgeschlagene Stück des Blattrandes (Fig. 35 und 36) und stellte sich als sichelförmig nach der Mittelrippe zu gebogenes Stück senkrecht oder fast senkrecht zur Blattfläche, dagegen streckte sich niemals der ausserhalb des Sorus liegende Randtheil zu einem mit der Blattfläche gleichlaufenden Saume, wie ich dies stets bei den entwickelten Blättern Graeffe'scher Exemplare (Fig. 32 und 33) und bei Taeniopsis Richiana Brack. fand. Durch stärkeres Wachsthum der Zellen unter dem Receptaculum (Fig. 35, 36, *r*) in einer späteren Entwickelungsperiode würde eine solche Streckung jedenfalls eintreten und dann die auf dem Querschnitte Fig. 33 abgebildete Form zum Vorschein kommen. Zu diesem Schlusse scheint auch die Vergleichung von Querschnitten der Vittaria scolopendrina von den Fidschi-Inseln mit solchen der Bory'schen Pflanze in Bezug auf die verhältnissmässige Grösse der Zellen unter dem Receptaculum, die bei Pteris scolopendrina Bory etwas kleiner sind, zu führen. Dabei zeigt sich ferner unter der zweiten Einbiegung des Blattrandes auf der Blattunterseite ein an der Innenseite des Sorus verlaufender Längswulst (Fig. 35, *a*), wie er sich bei Vittaria lineata und V. stipitata findet, und dem in manchen Schnitten der Blattrand angedrückt blieb, wie dies im getrockneten Zustande der Fall ist. (Fig. 36.) Der ganze Blattrand ist im Verlaufe des Sorus auf der Blattoberseite gewölbt, das Receptaculum vertieft, sein Gefässbündel oval, ihm parallel gestellt, die Längsrichtung der Sporangien und Paraphysen auf dieser Entwickelungsstufe eine horizontale.

Ganz anders zeigt sich beim ersten Anblick der Querschnitt

[1]) Syn. Fil. pag. 396.

der Vittaria scolopendrina, welche Graeffe auf den Fidschi- und Samoainseln sammelte. Hier ist der nicht verdickte, abgerundete Blattrand (Fig. 32 und 33) völlig horizontal ausgebreitet, das Blatt unter dem Sorus daehrinnenartig vertieft mit entsprechender Wölbung auf der Oberseite, und die Ränder dieser Rinne springen schwach wulstig nach dem Sorus zu vor (Fig. 33, *aa*). Alle anderen Verhältnisse (mit Ausnahme der Blattlänge) sind wie bei der Bory'schen Pflanze. Auch die von Hooker und Bauer [1]) gegebenen Abbildungen von Taenioptcris Forbesii Hook., welche Art später von Hooker [2]) zu Vittaria zeylanica Fée = Vittaria scolopendrina Mett., gezogen wurde [3]), stimmen hiermit gut überein, nur dass die Ränder der Sorusfurche bedeutend weiter vorspringen, was aber, da die Zeichnung höchst wahrscheinlich nach getrockneten Exemplaren entworfen wurde, leicht erklärlich ist. Dass nun Pteris scolopendrina Bory Jugendzustand der letztbeschriebenen Form ist, dass sich bei weiterer Entwickelung der Rand zurückschlägt und dann Sporangien und Paraphysen wie bei Vittaria scolopendrina senkrecht gestellt werden, ist nach dem oben Gesagten durchaus nicht unwahrscheinlich, und die von Hooker vorgenommene Vereinigung der genannten Formen durchaus gerechtfertigt.

Der vierte Typus endlich umfasst Vittaria remota Fée, V. Gardneriana Fée und V. Moritziana Mett. Bei Vittaria Gardneriana (nach Exemplaren im Herb. Kze. aus Südamerika, der Etiquette nach wahrscheinlich von W. J. Hooker stammend) steht der intramarginale Sorus fast oberflächlich, indem die Furche, welche bei Vittaria scolopendrina noch tief rinnenartig ist, hier äusserst flach wird (Fig. 31), so dass von scharf vorspringenden Rändern bereits keine Rede mehr ist, vielmehr die Blattunterseite zu dem ziemlich breiten, schwach gewölbten Receptaculum (Fig. 31, *r*) hin allmählich flach abfällt. Der Blattrand ist abstehend, nicht über den Sorus zurückgeschlagen und nicht verdickt. — Noch mehr treten diese Verhältnisse bei Vittaria Moritziana Mett., die ich in Originalen von Merida untersuchen konnte, hervor, und bei Vittaria

[1]) Gen. Fil. tab. 76, B. fig. 1—3.

[2]) Spec. Fil. V. 177.

[3]) Mettenius (l. c. p. 25) zieht Taenioptcris Forbesii Hk. zu Vittaria planipes Kze., mit welcher diese Art jedoch nicht vereinigt werden kann. Vgl. die Figuren 33 und 9.

remota Fée liegt das Receptaculum ziemlich in gleichem Niveau mit der Blattfläche. Bei allen drei Arten endlich ist das Receptaculum flach oder schwach gewölbt und sein Fibrovasalbündel im Querschnitt oval und ihm parallel gestellt.

Vittaria scabrida Kl. konnte ich nicht untersuchen; sie steht bei Fée und Hooker unter Taeniopsis in der Nähe von Vittaria filifolia.

Im Folgenden gebe ich nun eine Gruppirung der von mir untersuchten Formen nach den obigen Gesichtspunkten.

I. Euvittaria.

Sorus in einer marginalen, zweilippigen Furche, welche von dem eigentlichen Blattrande und einer Wucherung der Blattunterfläche, dem Pseudoindusium, gebildet wird (Fig. 1—23).

1. Vittaria elongata Sw. Syn. Fil. pag. 109 u. 302.

Dahin gehören:

A. V. zosteraefolia Bory, It. I. 238 u. II. 324. Willd. Sp. Pl. V. 406. Fée, Vittar. 20. Hook. Sp. V. 183.

Die eigenthümlichste hierher zu ziehende Form ist die var. samoënsis Lssn., welche sich durch schmale, dünne, fast durchsichtige bis undurchsichtige Blätter, tiefe Sorusspalte, die bis zu einem Viertel der Blattbreite reicht und entfernt stehende, oft ziemlich schief, oft weniger schief verlaufende bis fast wagerechte Nerven auszeichnet (Fig. 1 und 2). Samoa- oder Schiffer-Inseln: Savai (Graeffe no. 245 und 252) und Upolu (Graeffe no. 180 und 273).

Die übrigen Formen besitzen weniger tiefe Sorusgrube und meistens sehr schief verlaufende, lange, dicht gestellte Nerven. Dahin gehören aus dem Kunze'schen Herbarium die folgenden Standorte:

Bourbon (Bory!); Mauritius (Sieber, Syn. no. 63 und Fl. mixta no. 307, beide Male als V. isoëtifolia ausgegeben); Herb. Spreng. no. 16897 et 16898 ohne Standortsangaben; Luzon (Cuming no. 28 part., als Vittaria ensiformis Sw., von Mettenius wie no. 16897 des Sprengel'schen Herbars als V. zosteraefolia var. bezeichnet). Ferner:

+ V. rigida Klf. Enum. Fil. 193. Fée l. c. 22. Hook. Sp. V. 184. — Sandwich-Inseln: Owahu (Chamisso!).

+ + V. planipes Kze. Herb. Bot. Zeit. VI. 197. Metten. Fil. Hort. Lips. 25 (excl. V. Forbesii Fée). V. loricea Fée, Vitt. 14. Hook. Sp. V. 177. — Java (Zollinger no. 1001! De Vriese, als Haplopteris scolopendrina Pr.); Ceylon (Herb. Milde als V. elongata Sw.).

B. V. elongata Sw. l. c. Fée, Vittar. 22. (V. rigida Klf. var. β). Hook. Sp. V. 184. — Herb. Spreng. no. 16900, ohne Standortsangabe. — Viti-Inseln: Ovalau (Graeffe no. 1! Daemel no. 45, 46!); Samoa-Inseln: Upolu (Graeffe no. 287, 391!) und Tutuila (Graeffe no. 406!); Nov. Holl. New South Wales (Daemel no. 73!); Moolmeyn (ex herb. Milde.).

+ V. pusilla Bl. Enum. Fil. 199. — Java (Hasskarl!).

+ + V. intermedia Bl. En. Fil. Jav. 199. Kze. Bot. Zeit. VI. 198. V. rigida var. δ Fée, Vitt. 22. Hook. Sp. V. 184. — Luzon (Cuming no. 28!); Java (Zollinger no. 1971!); Vanicoro (auf der Etiquette im Kunze'schen Herbar als V. rigida bezeichnet, von Mettenius hierher gelegt).

+ + + V. anodontolepis Fée l. c. 23 Hook. Sp. V. 185. — Ins. Peel. Bonin-Sima (Mertens! als V. angustifolia Bl., von Mettenius als V. anodontolepis Fée var. bezeichnet); Tahiti (Brackenridge! als V. plantaginea Bory); Mariannen.

+ + + + V. angustifolia Bl. En. 199. Kze. Bot. Zeit. VI. 198. Fée, Vitt. 18. Hook. Sp. V. 181. — Java (Zollinger no. 867! De Vriese!).

Die unter *A* und *B* aufgeführten Formen sind schwierig auseinander zu halten!

C. V. ensiformis Sw. Syn. Fil. 109. Fée, Vittar. 22 und Hook. Sp. V. 184 als V. rigida γ ensiformis. — Blätter kürzer, bis 6″ lang, derb, lanzettlich bis lineallanzettlich, sichelförmig gebogen, kurz gespitzt, nach unten allmählich in einen kurzen Stiel verschmälert. — Java (Zollinger no. 1375!); Luzon (Cuming no. 76!). Letzteres Exemplar ist von Mettenius als Vittaria Amboinensis Fée, Vittar. p. 14. Hook. Sp. V. 177 bezeichnet worden. Es zeigt hie und da Anastomosen der Seitennerven!!

+ V. Amboinensis Fée l. c.

+ + V. plantaginea Bory, It. II. 325. Willd. Sp. V. 406. Fée, Vittar. 22. Hook. Spec. Fil. V. 185. — Bourbon (Bory! Boivin no. 852!); Mauritius (Bory!).

D. V. bisulcata Kze. Herb. Fée, Vittar. 21; Gen. Fil. tab 8, *B*, fig. 2. Hook. Sp. V. 183. Klein, schmalblätterig. Blätter derb, oft sichelförmig gebogen, auf der Oberseite mit zwei Längsfurchen. Randlippen der Sorusfurche fast gleich breit. Seitennerven sehr entfernt. — Java (Zollinger no. 867 *a*! Junghuhn! Göring no. 182!).

E. V. flexuosa Fée l. c. 16. Hook. Sp. Fil. V. 178. Blätter bis $1^1/_2'$ lang, schmal lineal, sehr lang und fein zugespitzt, abwärts in einen langen Stiel verschmälert. Seitennerven sehr entfernt. Mittelrippe auf der Unterseite des Blattes kielartig hervortretend, ihr Gefässbündel dreischenkelig. Oberseite des Blattes mit einer mittleren Längsrinne. Ueber den Sorus siehe oben (pag. 84). Hooker und Baker (Synops. p. 396) ziehen diese Form mit Unrecht zu Vittaria lineata. Ist sie eigene Art, so gehört sie wohl in diese Gruppe.

Kumoon (Wallich no. 144! als V. elongata Sw.); Ehopalu (Wallich!); Nepal (Don!); Calcutta (ex herb. Milde.).

II. Taeniopsis Sm.

Sorus intramarginal auf der Unterseite des Blattes.

a) Lineatae. Blatt im Verhältniss zu seiner Breite dick. Sorusfurche tief, spaltenartig. Receptaculum meistens schmal. Blattrand dick, oft noch verbreitert (Fig. 24—30).

2. Vittaria lineata Sw. Syn. 109. Fée, Vittar. 17. Hook. Sp. V. 180. — Seitennerven äusserst kurz, sehr entfernt, im unteren Blatttheile oft fast rechtwinklig, oben etwas schiefer.

Guiana gall. (Leprieur!); Surinam (Weigelt! Herb. Miquel! Kegel als V. graminifolia Klf.! Forbes!); Portorico (Bertier!); Guadeloupe (Bory!); Martinique; Cuba (Pöppig! Otto, no. 302! Leybold, no. 119!); Bahia (Moricand, no. 2529 als V. Schkuhrii Raddi!); Brasilia (Raddi! Martius no. 385!).

\+ V. curvidenta C. Müll. Bot. Zeit. 1854, pag. 546. — Brasilia: N. Freiburg; Serra dos Orgas (Gardner no. 113!); St. Catharina (Pabst no. 211, *C*!).

Var. graminifolia Klf. En. 192. — Bahia (Blanchet!); Brasilia: N. Freiburg, Rio Janeiro (ex herb. Acad. Petrop. no. 78); Mexico (Deppe! Schiede no. 791!).

3. V. stipitata Kze. Analect. pterid. 28, tab. 18, fig. 1. Fée l. c. 16. Hook. l. c. 179. Von Vittaria lineata besonders verschieden durch die meist längeren und breiteren (2—2½′ lang, 3—4‴ breit), schwammigen Blätter, die an der Spitze abgestumpft, unten in einen langen Stiel verschmälert sind. Mittelnerv bei ausgebildeten Blättern trocken nicht sichtbar; Seitennerven entfernter, sehr schief. Sorus wie bei V. lineata.

Peru (Pöppig no. 1121!); Caracas (Moritzi no. 143!); Venezuela (Funk et Schlim no. 293!); Brasilia (Martius no. 386!).

4. V. isoëtifolia Bory, It. II. 325. Willd. V. 405. Fée l. c. 19. Hook. l. c. 181. Blätter bis 1½′ lang, sehr schmal, 1—2‴ breit, lineal, im Querschnitt etwa halb so dick als breit, kurz gespitzt, nach unten kurz stielartig verschmälert; Sorus in einer tiefen, schmalen, intramarginalen Längsfurche (Siehe oben p. 86!).

Bourbon (als V. angustifolia Bl.); Cap, Quidniqualand (Drege! als V. lineata Sw. in Kze. herb. und Kze. Pl. acotyl. Afric. p. 47! — Kraus, no. 732!); Gnadenthal (Breutel, ex herb. Milde.); Port Natal (Gueintzius! als V. lineata).

5. V. filifolia Fée l. c. 20. Hook. Sp. Fil. V. 182. Blätter sehr zart, trocken fast fadig, bis 1′ lang, 1‴ oder weniger breit, kurz gespitzt, abwärts zu einem feinen, fadigen Stiel verschmälert, auf der Obersteite über der Mittelrippe mit einer tiefen Längsfurche. Seitennerven sehr entfernt, sehr kurz, unter einem Winkel von etwa 50° abstehend. Sorus: siehe oben p. 86!

Mexico (Deppe! Schiede no. 790! als V. lineata Sw. = Vittaria Deppeana *C.* Müll. Bot. Zeit. 1854, pag. 547.); Guadeloupe (Bory!); Caracas (Funk et Schlim no. 292! als V. graminifolia Klf.); Westindien (aus dem Hookér'schen Herbarium in der Sammlung des Herrn Prof. Schenk!).

b) Scolopendrinae. Blätter im Verhältniss zu ihrer Breit dünn, lederig. Sorus intramarginal in einer breiten, rinnenartigen, auf der Oberseite als flache Wölbung sich zeigenden Furche. Receptaculum breit. Blattrand nicht verdickt, im Jugendzustande zurückgeschlagen und den Sorus bedeckend, später flach (Fig. 32—36).

6. V. scolopendrina Mett. Fil. H. Lips. p. 25. — Pteris Bory, It. II. 323. — Bourbon (Bory!); Viti-Inseln (Brackenridge! Graeffe no. 60!); Samoa-Inseln (Graeffe no. 219!).

c) Remotae. Blätter dünn, derb oder schwammig. Sorus intramarginal in einer sehr flachen, kaum von der Blattfläche sich abhebenden Vertiefung. Receptaculum ziemlich breit. Blattrand nicht verdickt, flach. (Fig. 31.)

7. V. Moritziana Mett. Herb. Kze.

Wie Vittaria stipitata mit weichen, schwammigen, aber breiteren Blättern. Mittelrippe trocken nicht sichtbar. Seitennerven undeutlich, entfernt.

Merida (Moritz no. 1113^b!).

Vittaria Ruiziana Fée l. c. p. 16 hierher?

8. V. Gardneriana Fée, Vittar. 15. Hook. Sp. V. 178. Von voriger Art vorzüglich durch die derben Blätter, die besonders im unteren Verlaufe deutlich sichtbare, schwärzliche Mittelrippe und den breiten Blattrand — Sorus etwa auf der Mitte zwischen Costa und Rand — verschieden.

Südamerika. (Filices exsic. to illustr. the Spec. Filic. etc. no. 98 — von Hooker stammend.)

9. V. remota Fée, Mém. VII, 26, tab. 20, f. 1. Hook. Sp. V. 185. Hook. Bak. Syn. 396. Blätter lanzettlich, bis 1′ lang und $^1/_2$″ breit, grade oder sichelförmig gebogen, stumpf oder kurz zugespitzt, nach unten allmählich in einen langen, flachen, schwärzlichen Stiel verschmälert, derb; Mittelnerv schwärzlich, deutlich bis zur Blattspitze; Secundärnerven ziemlich dicht und schief. Sorus in etwa $^1/_3$ Entfernung vom Rande nach der Mittelrippe.

Portorico; Caracas (Moritz no. 142, *B!*).

---

11. Vittaria elongata Sw.

(Siehe oben pag. 90.)

Viti-Inseln. Ovalau, littorale Zone, auf Inocarpus edulis und anderen Bäumen: Graeffe no. 1! Daemel no. 45, 46! — Seemann no. 720! Brackenridge! Milne!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 287, 391! Tutuila: Graeffe no. 406! — Powell no. 12! (als V. rigida Klf.)

Tonga-Inseln. Futuna oder Hoorne Island: Graeffe no. 577!

var. samoënsis. (Siehe pag. 90). — Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 180, 273! Savai: Graeffe no. 245, 252!

12. Vittaria scolopendrina Mett.

(Siehe pag. 87.)

Mett. Fil. H. Lips. 25 (non scolopendroides). Thwait. Ceyl. 381. Kuhn, Fil. Afric. 56. Hook. Bak. Syn. 396. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 45, 65. 74, 109, 220.

Pteris scolopendrina Bory, It. II. 323. Willd. Sp. Pl. V. 356. Spreng. Syst. IV. 70. Sw. Syn. Fil. 94. Poir. Suppl. IV. 620.

Haplopteris scolopendrina Pr. Tent. 141, tab. 5, fig. 21 (Zeichnung schlecht!). Hook. Gen. Fil. tab. 120, D. Moore, Ind. Fil. Gen. 41, tab. 29, B. — Pteropsis Desv. Ann. Linn. VI. 218. — Taeniopsis Bedd. Ferns S. Ind. 72, tab. 212. — Taeniopteris Forbesii Hook. Gen. Fil. tab. 76, B. — Taeniopsis J. Sm. in Hook. Journ. IV. 67. Moore, Ind. Fil. Gen. XXIII. — Vittaria Fée, Vitt. 14; Gen. Fil. 86. Hook. Sp. V. 177.

Vittaria Zeylanica Fée, Vittar. 15, tab. 1, Fig. 3; Gen. Fil. 86. Hook. Sp. V. 177. — Taeniopsis Moore, Ind. Fil. Gen. XXIII.

Taeniopsis Richiana Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. p. 60, t. spec. orig.

Vittaria latipes Fée, Dixième Mém. 11, tab. 31, fig. 3.

Viti-Inseln. Viti Levu, nördlich von Namusi im centralen Theile der Insel, selten: Graeffe no. 60! — Brackenridge!

Samoa-Inseln. Savai, an Baumstämmen in der montanen Region: Graeffe no. 219! — Powell no. 116!

Verbr. Bourbon, Mozambique, Madagascar, Seychellen, Ceylon, Neu Guinea, Philippinen.

6. Antrophyum Kaulf.

Die schon bei Vaginularia (pag. 76) erwähnten, langgestreckten, verdickten Epidermiszellen sind bei Antrophyum von bedeutender Länge, indem sie oft das 7 — 10fache der übrigen Epidermiszellen erreichen. Sie sind bereits mit der Loupe, oft schon mit blossem Auge, deutlich als Furchen auf beiden Blattflächen, vorzüglich aber auf der oberen, sichtbar und jedenfalls die von Mettenius als »striae« bezeichneten Organe. Sämmtliche Zellen der Epidermis enthalten (bei A. callaefolium speciell untersucht) in ihrer Membran Ablagerungen von Kieselerde, die in den langgestreckten in solcher Menge auftritt, dass diese Zellen nach dem

Glühen wie Kieselnadeln übrig bleiben, während die übrigen Epidermiszellen selten zusammenhängend erhalten werden. Nur die den langgestreekten Zellen anliegende, bald grade, bald sehwach wellige Wand der Nachbarzellen enthält oft grössere Mengen von Kieselerde eingelagert und hängt dann als schmaler, welliger Streif den betreffenden Zellen nach dem Glühen an.

13. Antrophyum callaefolium Bl.

Bl. Enum. Fil. Jav. 111; Fl. Jav. Fil. 83, tab. 35. Fée, Mém. III. 41; Gen. Fil. 175. Metten. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 171. Hook. Sp. V. 167. — Hemionitis Presl, Tent. 221.

Antrophyum reticulatum γ callaefolium Moore, Ind. Fil. Spec. 82. Antrophyum semicostatum Fée, Mém. III. 42. Kze. bot. Zeit. VI. 198. — Hook. Sp. Fil. V. 168? (non Bl.).

Antrophyum nanum Fée, Mem. III. 44. (pl. juven. t. Mett. l. c.); Gen. Fil. 175. Moore, Index Fil. Spec. 81.

Antrophyum obtusum J. Sm. in Hook. Journ. III. 40 (partim, t. Mett. l. c.).

Antrophyum falcatum Bl. En. Fil. Jav. 109; Fl. Jav. Fil. 76, tab. 32. — A. reticulatum β falcatum Moore, Ind. Fil. Sp. 82. — Hemionitis falcata De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 12. — A. reticulatum Bl. En. Fil. Jav. 110; Fl. Jav. Fil. 81 (non Kaulf. t. Mett. l. c.). — A. Cumingii Fée, Mém. III. 42, tab. 4, f. 7; Gen. Fil. 175. Hook. Sp. V. 167. Hook. Bak. Syn. 393. Moore, Index Fil. Spec. 80. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 65, 220. — A. marginale Bl. En. Fil. Jav. 111; Fl. Jav. Fil. 80, tab. 34, f. 1, 2 (forma juvenil. t. Mett.) — Taenitis Moore, Ind. Fil. Gen. XXX. — Pteropsis Pr. Tent. 226. — Pteropsis Blumei Fée, Mém. III. 25; Gen. Fil. 87.

Antrophyum alatum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. p. 64 (t. spec. orig.).

? Antrophyum semicostatum Bl. En. 110; Fl. Jav. Fil. 77, tab. 33.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 3 in Seem. Journ. of Bot. II. 73 (A. semicostatum Bl. A. alatum Brack.)!

Samoa-Inseln. Upolu, littorale und montane Region: Graeffe no. 278, 352, 376! Tutuila: Graeffe no. 376, *a*! — Brackenridge! Powell no. 71?

Mettenius hat in seiner Bearbeitung der javanisehen Antrophyum-Arten in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 170 die Gattung nach der Form der Sporen in zwei Sectionen eingetheilt und in diesen wieder die Arten nach der Form der Endzelle der Paraphysen gruppirt. In Bezug auf letztere steht A. callaefolium Bl. durch den Besitz fadenförmiger Paraphysen allen seinen javanisehen Gattungsverwandten, die sich durch Paraphysen mit keuliger, birnförmiger oder eiförmiger Endzelle auszeichnen,

gegenüber, selbst dem sonst durch kein anderes Merkmal von ihm zu unterscheidenden A. semicostatum Bl., dem in Bezug auf Blattform u. s. w. das A. alatum Brack. von den Samoa- und Viti-Inseln so sehr gleicht, dass Hooker (Sp. Fil. V. 168) die beiden letztgenannten Arten auch vereinigt, während Mettenius das A. alatum Brack. (die Graeffe'schen Pflanzen stimmen genau mit diesem überein) als breitblätterige Form zu A. callaefolium Bl. zieht. Bei genauerer Untersuchung habe ich die Angabe von Mettenius bis jetzt, so weit das geringe Material es zuliess, bestätigt gefunden. Antrophyum semicostatum Bl. besitzt allerdings Paraphysen (Tab. XIV. Fig. 49, a—d), die, entweder einfach oder verzweigt, aus wenigen Zellen zusammengesetzt sind, deren Endglied jeder Zellreihe stets keulig, birn- oder eiförmig oder auch unregelmässig verdickt und dunkel rothbraun gefärbt ist, während die Stielzellen meistens farblos oder doch nur schwach gelblich erscheinen. Antrophyum callaefolium dagegen hat Paraphysen, auch einfach oder verzweigt, jeder Ast aus wenigen Zellen bestehend, von denen aber die Endzelle um das Mehrfache länger, als die übrigen, fadenförmig, ziemlich dickwandig, bandartig flach, wenig spiralig gedreht oder geschlängelt und gelb oder gelbbraun gefärbt ist. Sehr häufig, nicht in allen Fällen, zeigt die Wand dieser Endzellen prächtig ausgebildete Differenzirungsstreifen in einfachen, bald rechts, bald links gewundenen oder in zwei einander kreuzenden Spiralen, die schon von Fée angedeutet, von Mettenius nicht erwähnt werden (Tab. XV. Fig. 50 a—c). Ob indessen dies Merkmal ausreichend ist, um die sonst mit einander völlig übereinstimmenden Formen als Arten getrennt zu halten, ob es durchaus keine Uebergänge, welche beide Extreme verbinden, giebt, wie dies durch ein reiches Material wohl entschieden werden könnte, scheint mir sehr zweifelhaft zu sein. Ueberhaupt könnte der Gattung Antrophyum, wie so vielen anderen, eine gründliche Untersuchung, jedoch nur mit Hülfe eines durchweg guten, reichen Materials, nicht schaden.

Verbr. Java, Sumatra, Borneo, Philippinen.

14. Antrophyum plantagineum Klf.

Kaulf. Enum. 197. Bory, Voy. d. l. Coquille 254, tab. 28, fig. 1. Spreng. Syst. IV. 67. Hook. Gen. Fil. tab. 109, A. Fee, Mém. III. 45; Gen. Fil. 175.

Hook. Sp. V. 170. Hook. Bak. Syn. 393. Mett. in Miq. Ann. M. B. IV. 172. Bl. En. Fil. Jav. 109; Fl. Jav. Fil. 74, tab. 30. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV, tom. XV. 59. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 68. Moore, Ind. Fil. Spec. 84. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 64.

Hemionitis plantaginea Cavan. Prael. 1801, no. 643. Presl, Tent. 224. Gaud. Freyc. Voy. 309.

Antrophyum Lessoni Bory, Voy. d. l. Coq. 254 tab. 28, fig. 2. Fée, Mém. III. 43; Gen. Fil. 175. Hook. Sp. Fil. V. 168. — Hemionitis Lessoni Presl, Tent. 221.

Hemionitis Reinwardtiana Presl, Tent. 224.

Viti-Inseln. Kanathia: Graeffe no. 469! Seemann no. 717!

var. angustata Hook. Bak. Syn. 393. A. angustatum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 63. t. spec. orig.

Samoa-Inseln. Upolu, montane und littorale Region: Graeffe no. 385, 279! Tutuila: Graeffe no. 267, 405! — Powell no. 29!

Die mir vorliegenden Exemplare stimmen genau mit den Brackenridge'schen Originalen von Tahiti überein.

15. Antrophyum reticulatum Klf.

Kaulf. Enum. 198. Spreng. Syst. IV. 67. Bl. En. Fil. Jav. 110; Fl. Jav. Fil. 84. Bory, Voy. d. l. Coq. 255. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 452. Moore, Index Fil. Spec. 82. Hook. Sp. V. 169. Hook. Bak. Syn. 393. Fée, Mém. III. 44; Gen. Fil. 175. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 69. Kze. Bot. Zeit. VI. 199. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 220 etc.

Hemionitis reticulata Forst. Prodr. no. 423. Sw. Syn. Fil. 20 et 208, excl. syn. H. plantag. Cav. Schkuhr, Farnkr. 6, tab. 6. Willd. Sp. Pl. V. 428. Spreng. Syst. IV. 67; Anleit. III. p. 85, tab. 3, fig. 19. Presl, Tent. 224.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 13 in Seem. Journ. of Bot. II. 73.

Samoa-Inseln. Tutuila, montane Region: Graeffe no. 563!

16. Antrophyum subfalcatum Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 65, t. spec. origin. Hook. Sp. Fil. V. 175. Hook. Bak. Syn. 392. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 65, 96, 220.

Antrophyum Brookei Hook. Second Cent. of Ferns, tab. 79.

A. Cumingii Moore, Ind. Fil. Spec. 83.

A. semicostatum var. subfalcata Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 572.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 517!

»Naviti Levu, on mountains: Milne! in Voy. of H. M. S. Herald« (Hk. l. c.). — Brackenridge!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 276*a*, 406*a*! Upolu, littorale und montane Region, pseudoparasitisch auf Bäumen: Graeffe no. 351! — Parker! — Powell no. 126!

Verbr. Ausser auf Viti und Samoa noch auf Borneo, Sarawak, von Lobb gesammelt (t. Hook. l. c.).

Die von Graeffe gesammelten Exemplare, die theilweise unter A. plantagineum v. angustata lagen, stimmen mit Originalen genau überein. Ob dieselben Jugendform einer anderen Art sind oder zu Antrophyum semicostatum Bl. gehören, wie Kuhn l. c angiebt, kann ich jetzt nicht entscheiden.

7. Taenitis Sw.

17. Taenitis spicata Metten.

Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 173.

Acrostichum spicatum L. Suppl. 444. Sm. Icon. ined. tab. 49. Lam. Enc. I. 34. Poir. Suppl. I. 127. Thwait. Ceyl. 384. Hook. Sp. V. 280 (part.). Hook. Bak. Syn. 424. Cavan. Prael. 1801, no. 457. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 19, 32, 46, 66, 74, 86, 96, 111, 223.

Schizaea spicata Sm. Act. Taur. V. 43. — Onoclea Sw. in Schrad. Journ. 1803, II. 299; Syn. Fil. 110, 303. — Lomaria Willd. Sp. V. 289. Desv. Ann. Linn. VI. 286. Gaud. Freyc. Voy. 398. — Gymnopteris Pr. Tent. Pterid. 244, tab. 11, fig. 7. J. Sm. in Hk. Journ. III. 403; IV. 156. — Hymenolepis Presl, Epim. 159. Bedd. F. S. Ind. 15, tab. 46. Moore, Ind. Fil. Gen. 28, tab. 15, A. Hook. Fil. exot. tab. 78. Kuhn, Fil. Afric. 49. — Belvisia spicata Mirbel (ex Gaud. l. c.).

Hymenolepis revoluta Bl. En. Fil. Jav. 204. Kze. Farnkr. I. 101, tab. 47, f. 2; Bot. Zeit. IV. 444. Presl, Epim. 160. Fée, Gen. Fil. 82. Moore, Index Fil. Gen. XXVIII. — Hymenolepis spicata var. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 57. — Taenitis Mett. Fil. Hort. Lips. 27, 28. Ettingsh. Farnkr. 28, tab. 18, f. 16; Beitr. I. 35.

Hymenolepis mucronata Fée, Gen. Fil. 82, tab. 6, fig. 1.

Hymenolepis ophioglossoides Kaulf. Enum. 146, tab. 1, fig. 9. Bl. En. Fil. Jav. 200. Spreng. Syst. Veg. IV. 66. Kze. Farnkr. I. 99, tab. 47. fig. 1. Presl, Epim. 160. Bory, Dup. Voy. 273. Boj. Hort. Maur. 407. — Taenitis Mett. Fil. Hort. Lips. 28. — Hyalolepis Kze. Linn. XXIII. 258.

Viti-Inseln. Viti Levu, an Baumstämmen der Bergwälder im Innern der Insel, bis zu 3500' üb. M.: Graeffe no. 159!

Ovalau, an Felsen: DAEMEL no. 43, 43 *a*! Munia: GRAEFFE no. 1000! — SEEMANN no. 726!

Verbr. Madagascar, Mauritius, Bourbon, tropisches Asien, hinterasiatische Inseln, nordöstliches Neuholland, Polynesien.

Die früher als Arten, später von METTENIUS als Varietäten aufgestellten Formen können nicht einmal im letzteren Sinne aufgefasst werden, da Uebergänge dieselben vermitteln. Unsere im Leipziger Garten cultivirte Pflanze zeichnet sich durch breite, verhältnissmässig zartere Blätter und stärkere Entwickelung des fertilen Theiles derselben aus: die mir vorliegenden Exemplare der Viti-Inseln gehören den Formen mit schmalen, lederigen Blättern mit meistens langem, dünnem, geschlängeltem fertilen Theile an.

8. Polypodium L.

18. Polypodium setigerum Bl.

Blume, En. Fil. Jav. 123. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 103, tab. 21, A. Hook. Icon. Pl. X, tab. 941. Metten. Polypod. no. 23 c. Hook. Sp. Fil. IV. 171. Hook. Bak. Syn. 320. Metten. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 220. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 60, 213.

Grammitis fasciculata Bl. Fl. Jav. Fil. 112, tab. 47, f. 2. Fée, Gen. Fil. 223. — Polypodium Pr. Tent. 180.

Catenularia spongiosa Zipp. msc. (t. Mett.)

Polypodium Hookeri Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 4. t. spec. orig. Hook. Sp. IV. 171. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 60, 73, 94, 213.

Polypodium conforme Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 4, tab. 1, fig. 2. t. spec. orig. Hook. Sp. IV. 173.

Polypodium subspathulatum Brack. Fil. U. S. Expl. Exp. 8, tab. 1? Hook. Sp. IV. 173.

Viti-Inseln. Ovalau, an Felsen und Bäumen, 2000′ üb. M.: BRACKENRIDGE! — MILNE!

Samoa-Inseln: POWELL no. 96! (Seem. Journ. VI. l. c.).

Die von BRACKENRIDGE a. a. O. angegebenen Unterschiede zwischen P. Hookeri Brack. nnd P. conforme Brack. (nach Hook. Sp. IV. 173) finde ich an den mir vorliegenden Exemplaren des KUNZE'schen Herbars nicht bestätigt, denn P. conforme besitzt darnach keineswegs »membranaceous, smooth (glabrous) fronds, and very short stipes.« Selbst die von HOOKER wörtlich gegebene Diagnose BRACKENRIDGE's stimmt hiermit nicht, denn es heisst in

derselben: »fronds . . . . . membranaceous glabrous slightly repand at the margin and as well as on the costa setose.« Beide Arten stimmen vielmehr ganz mit einander überein. Auch das P. subspathulatum Brack. ist der Diagnose nach nicht wesentlich verschieden und dürfte daher wohl hierher gezogen werden. Hooker und Baker, Syn. 313, rechnen hierher auch noch P. Beaumontii Lep. von Bourbon (Kuhn, Fil. Afric. 146).

Verbr. Java, Philippinen, nordöstl. Neuholland, Sandwich-Inseln.

19. Polypodium nutans Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 128; Fl. Jav. Fil. 182, tab. 86 A. J. Sm. in Hook. Journ. III. 394. Mett. Polypod. no. 28. Hook. Sp. Fil. IV 180. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 220. Fée, Gen. Fil. 235.

Grammitis blechnoides Greville in Ann. and Mag. of Nat. Hist. New Ser. 1848, vol. I. 328, tab. 18. Mett. Polypod. no 30, b. — Polypodium Hook. Sp. Fil. IV. 180. Hook. Bak. Syn. 331. Kuhn, Fil. Nov. Hebr. l. c. 579. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 221. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 73, 95, 214.

Polypodium decorum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 7, tab. 2, f. 2. t. spec. orig. Hook. Sp. IV. 179. Hook. Bak. Syn. 331. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 43, 61, 95, 214.

Polypodium contiguum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 6, tab. 2, f. 1, t. spec. orig. (non Sm.)

Cryptosorus Seemanni J. Sm. in Seem. Pl. Vitiens. no. 823 t. Hk. Sp. l. c.

Viti-Inseln: Brackenridge! Seemann!

Samoa-Inseln. Powell no. 94! (Seem. Journ. VI. l. c.)

Verbr. Ceylon, Malaka, Java, Borneo, Philippinen, nordöstl. Neuholland, Polynesien.

20. Polypodium ligulatum Baker.

Baker in Hook. Bak. Syn. pag. 320. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 94, 213.

Viti-Inseln: Brackenridge! (t. Baker l. c.)

Soll sich von Polypodium Pseudo-Grammitis Gaud. Freyc. Voy. 345. —

Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 103, tab. 21 B. Hook. Sp. IV. 165. Hook. Bak. Syn. 320. — Polypodium Kaulfussii Pr. Tent. 178. Mett. Pol. no. 11. Grammitis tenella Klf. En. 84. Kze. Analect. 14, tab. 9, f. 1. —

durch dünnere Textur, gegabelte Venen und vom Blattrande entfernte Sori unterscheiden. Mir zweifelhafte Art!

21. Polypodium samoënse Bak.

Baker in Hook. and Bak. Syn. p. 321:

»Stems tufted, 1 inch or less l., slender, brown, clothed with soft spreading brown hairs; fronds 3—6 in. long, 2—3 lin. br., the point bluntish, the edge nearly entire, the lower part narrowed very gradually; texture subcoriaceous; the rachis green, the surfaces very nearly naked; veins once or even twice forked; the sori small and sometimes on the point of both veinlets, forming an irregular wavy line near the edge.«

Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 94, 213.

Samoa-Inseln: Powell no. 111! (Seem. Journ. of Bot. VI. l. c.).

22. Polypodium cucullatum Nees et Bl.

Nees et Bl. Nov. Act. A. C. L. XI, 121, tab. 12, fig. 3. Mett. Fil. Hort. Lips. 30; Polypod. no. 7. Hook. Sp. IV. 176. Hook. Bak. Syn. 324. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 220. Lyell, Geogr. Handb. 43, 60, 73, 94, 213.

Xiphopteris Spreng. Syst. IV. 43. — Grammitis Bl. Fl. Jav. Fil. 119, tab. 50, f. 3. Kze. Bot. Zeit. IV. 420. — Calymmodon Pr. Tent. 203, 204.

Calymmodon hirtus Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 2. (t. Mett.).

Plectopteris gracilis Fée, Gen. Fil. 230, tab. 19, B; Mém. VIII. 123.

Samoa-Inseln: Powell no. 105! (Seem. Journ. l. c.).

Verbr. Ceylon, Java, Borneo, Malaka, Philippinen, Neu-Caledonien.

23. Polypodium tamariscinum Kaulf.

Kaulf. En. Fil. 117. Mett. Fil. Hort. Lips. 30; Polypod. no. 2. J. Smith in Hk. Journ. IV. 47. Hook. Sp. IV. 228. Hook. Bak. Syn. 338. Pr. Tent. 178. Ettingsh. Farnkr. 31, tab. 20, fig. 19; Beitr. I. 36, tab. 13, fig. 32. Lyell, Geogr. Handb. 61, 95, 215.

Adenophorus tamarisci Hk. et Grev. Icon. Fil. tab. 175.

Adenophorus bipinnatus Gaud. Freyc. Voy. 365, tab. 8, fig. 2. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 174. Fée, Mém. III. 35; Gen. Fil. 99, tab. 10, A. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 105

Amphoradenium australe Desv. Ann. Linn. VI. 336.

Adenophorus tripinnatifidus Gaud. Freyc. Voy. 365, tab. 8, f. 1. Fée, Gen. Fil. 99. — Polypodium Pr. Tent. 178. Mett. Polyp. no. 2, b.

Amphoradenium Gaudichaudii Desv. Ann. Linn. VI. 336.

Samoa-Inseln: Powell no. 95 in Seem. Journ. of Bot. l. c.!

Verbr. Java, Sumatra, Sandwich-Inseln, Tahiti.

24. Polypodium subauriculatum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 133; Fl. Jav. Fil. 177, tab. 83, Kze. Bot. Zeit. VI. 119. Mett. Fil. Hort. Lips. 33, tab. 23, f. 5, 6, 10; Polypod. no. 133. Lowe, Ferns I. tab. 37. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 223. Hook. Sp. V. 32. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 77. Hook. Bak. Syn. 344. Ettingsh. Farnkr. 37, tab. 24, f. 11 und 16; Beitr. I. 41, tab. 14, fig. 15, 16. Lyell, Geogr. Handb. 29, 61, 73, 95, 215.

Goniophlebium subauriculatum Presl, Tent. 186. J. Sm. in Hook. Journ. III. 396. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 78.

Polypodium Reinwardtii Kze. Linn. XXIII. 283, t. spec. orig.

Goniophlebium Reinwardtianum De Vriese, Nederl. Kruidk. Arch. I. 257. Fée, Gen. Fil. 255.

Polypodium metamorphum Kze. herb. t. spec. orig.

Polypodium pallens Bl. Flor. Jav. Fil. 178, tab. 84, A. Metten. Polypod. no. 132. — Goniophlebium Presl, Tent. 186. J. Sm. in Hook. Journ. III. 396. Moore, Index Fil. Spec. 394. Fée, Gen. Fil. 255.

Goniophlebium Pleopeltis Fée, Gen. Fil. 255, 256. Mett. Polyp. no. 133, b. Moore, Index Fil. Spec. 395.

? Polypodium argutum Wall. Cat. no. 308. Hook. Sp. V. 32. Mett. Polypod. no. 132, b. — Goniophlebium J. Sm. in Hook. Journ. IV. 57. Fée, Gen. Fil. 255. Moore, Ind. Fil. Spec. 385. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 6.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 83! Ovalau, Küstenzone: Graeffe no. 134, 259, 509! — Seemann no. 744!

Verbr. Nördl. Ostindien, Malaka, Java, Sumatra, Celebes, Philippinen, Queensland, Neu-Caledonien.

var. β serratifolia Hook. Sp. Fil. V. 33. Hook. Bak. Syn. 344. — Goniophlebium serratifolium Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 35, t. spec. orig.

Goniophlebium grandidens Moore, Index Fil. Spec. 390, part.

Viti-Inseln: Brackenridge! Seemann! Milne!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 379! Tutuila, littorale Zone: Graeffe no. 320, 433, 434! — Powell no. 124!

25. Polypodium adnascens Sw.

Sw. Syn. Fil. 25, 222, tab. 2, f. 2. Willd. Sp. Pl. V. 145. Poir. Suppl. IV. 487. Hook. Sp. V. 47. Hook. Bak. Syn. 349. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 230. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 29, 43, 61, 95, 108, 216. Benth. Fl. Hongk. 458.

Cyclophorus adnascens Desv. Berl. Mag. V. 300; Journ. bot. III. 20; Ann. Linn. VI. 224.

Niphobolus adnascens Kaulf. Enum. 124. Spreng. Syst. IV. 44. Bl. En. Fil. Jav. Add.; Fl. Jav. Fil. 53. Presl, Tent 201; Epim. 126. Fée, Gen. Fil. 262. Wall. Cat. no. 268. Hook. Gard. Ferns tab. 19. Kze. Linn. XXIII. 269. J. Sm. in Bot. of the Herald 425.

Niphobolus carnosus Bl. Enum. Fil. Jav. 105; Flor. Jav. Fil. 50, tab. 19. Presl, Epim. 126. Moore, Index, Fil. Gen. LXXVI.

Polypodium carnosum Mett. Polypod. no. 249.

Niphobolus spathulatus Bory, Bélang. Voy. 24.

Niphobolus elongatus Bl. En. Fil. Jav. 105; Flor. Jav. Fil. 52, tab. 20. Presl, Epim. 126; Tent. 201. Fée, Gen. Fil. 262.

Niphobolus varius Kaulf. En. 125. Spreng. Syst. IV. 44. J. Sm. in Hook. Journ. III. 396. Bl. En. Fil. Jav. 106; Fl. Jav. Fil. 54, tab. 21. Presl, Tent. 201. Kze. Bot. Zeit. VI. 120. Presl, Epim. 127. Fée, Gen. Fil. 262. — Polypodium varium Mett. Polypod. no. 254; Miq. Ann. M. B. H. 230; Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 78 Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 579. — Cyclophorus Gaud. Freyc. Voy. 364.

Polypodium pertusum Roxb. msc. Hook. Exot. Fl. tab. 126. Wall. Cat. no. 267. Metten. Polypod. no. 252; Fil. Hort. Lips. 33. — Niphobolus Spreng. Syst. IV. 44. Link, Hort. Berol. II. 111. Presl, Tent. 201; Epim. 127. Hook. et Arn. Beech. Voy. 255. Fée, Gen. Fil. 262. Moore, Index Fil. Gen. LXXVI. — Craspedaria Lk. Fil. Spec. 118.

Niphobolus caudatus Kaulf. En. Fil. 127. Bl. En. Fil. Jav. 106; Fl. Jav. Fil. 56, tab. 22. Spreng. Syst. IV. 45. Presl, Tent. 202; Epim. 127. Fée, Gen. Fil. 262. — Polypodium Mett. Polypod. no. 255.

Cyclophorus glaber Desv. Berl. Mag. V. 301. Gaud. Freye. Voy. 364. Kze. Bot. Zeit. VI. 120.

Niphobolus Chamissonianus Presl, Tent. 201.

Pleopeltis Commersoniana Willd. herb. (t. Pr. Epim. l. c.)

Polypodium spissum Bory, Willd. Sp. Pl. V. 146. Mett. Polypod. no. 253. Hook. Sp. V. 48. Kuhn, Fil. Afric. 153. — Niphobolus spissus Kaulf. Enum. 126. Spreng. Syst. IV. 44. Presl, Tent. 202; Epim. 128. Bory, Bélang. Voy. 26. Fée, Gen. Fil. 262. — Cyclophorus Desv. Berl. Mag. V. 301; Ann. Linn. VI. 224; Journ. bot. III. 20. — Candollea Mirbel, Buff. hist. nat. V. 87.

Cyclophorus heterophyllus Desv. Berl. Mag. V. 301; Ann. Linn. VI. 224; Journ. bot. III. 20. — Niphobolus Spreng. Syst. IV. 44. Presl, Epim. 129. — Candollea Mirb. l. c.

Zu obigen Namen könnten vielleicht noch viele andere kommen, wie denn überhaupt die Arten der Gruppe Niphobolus bei besserer Kenntniss derselben sehr reducirt werden dürften.

Viti-Inseln. Ovalau, littorale Zone, an alten Bäumen: Graeffe no. 27! — Seemann no. 724!

Samoa-Inseln. Küstenregion auf Savai: Graeffe no. 251! und Upolu: Graeffe no. 288, 324! — Powell no. 1!

Verbr. Tropisches Afrika, Bourbon, Seychellen, Ostindien, Ceylon, südl. China, Sundainseln, Philippinen, Neu-Caledonien.

26. Polypodium Loxogramme Mett.

Metten. Polypod. no. 216. tab. 3, f. 25; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 226. Kuhn, Fil. Afric. 148. Schweinf. Beitr. 220.

Grammitis lanceolata Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 18 et Syn. Fil. 22, 213, tab. 1, fig. 4. Willd. Sp. V. 139. Poir. Suppl. II. 823. Spreng. Syst. IV. 41. Hook. et Grev. Ic. Fil. tab. 43. Bl. En. Fil. Jav. 117. Thwait. Ceyl. 382. Kze. Bot. Zeit. VI. 115.

Antrophyum lanceolatum Bl. Flor. Jav. Fil. 84, tab. 36.

Selliguea lanceolata Fée, Gen. Fil. 177. — Loxogramme Presl, Tent. 215. Hook. Gen. Fil. tab. 73, B. — Gymnogramme Hook. Sp. V. 156. Hook. Bak. Syn. 387. Lyell, Geogr. Handb. 31, 44, 64, 95, 109, 117, 220.

Asplenium plantagineum Lam. Enc. II. 301, tab. 867, fig. 1.

Grammitis elongata Bory msc. (t. Kuhn l. c.).

Taenitis simplicifolia Bojer msc. (t. Kuhn l. c.).

Grammitis coriacea Kaulf. Spreng. Syst. IV. 41. Kze. Bot. Zeit. IV. 420; VI. 496. Hook. et Arn. Beech. Voy. 274. — Loxogramme Pr. Tent. 215. — Selliguea Fée, Gen. Fil. 177. — Polypodium Mett. Polypod. no. 217.

Viti-Inseln. Ovalau, an Felsen und Bäumen der submontanen Region: Daemel no. 42! Graeffe no. 161, 504, 516! — Seemann no. 725!

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 229! Tutuila: Graeffe no. 411! — Powell no. 97!

Verbr. Tropisches und südl. Afrika, Ostindien, Ceylon, Sundainseln, China.

27. Polypodium accedens Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 121. Kze. Bot. Zeit. IV. 421; VI. 116. Mett. Polypod. no. 165, tab. 3, f. 19—21. Hook. Sp. V. 66. Hook. Bak. Syn. 353. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 223. Lyell, Geogr. Handb. 62, 95, 216. — Pleopeltis Moore, Ind. Fil. Gen. 77. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 215.

Drynaria cuspidiflora J. Sm. in Hook. Journ. III. 397. — Craspedaria Fée, Gen. Fil. 264. — Polypodium Reinw. hb. Hk. — Pleuridium J. Sm. in Bonplandia IX. p. 261.

Drynaria acuminata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 42, t. spec. orig.

Polypodium lyciaefolium Bory, Voy. d. l. Coq. 260.

Craspedaria Javanensis Fée, Mém. VII. 65. — Goniophlebium Moore, Ind. 391.

Viti-Inseln. Ovalau, an Bäumen: Graeffe no. 169! — Seemann no. 727! Brackenridge!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 247! Tutuila: Graeffe no. 459! — Brackenridge! Powell no. 93!

Verbr. Java, Sumatra, Philippinen, Tahiti.

28. Polypodium Brownii Wickst.

Wickstr. Kongl. Vet. Acad. Handl. Stockh. 1825, pag. 442. Metten. Fil. Hort. Lips. 35, tab. 25, fig. 34; Polypod. no. 148; Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 77. Dsv. Ann. Linn. VI. 227. Hook. Bak. Syn. 355. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 73, 95, 86, 216.

Polypodium attenuatum R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 146. Hook. Sp. V. 58. Spreng. Syst. IV. 46. Hook. Gard. Ferns tab. 30. Lowe, Ferns II. tab. 29 A. (non A. Cunn. Fl. Ins. N. Zeel. in Hook. Comp. II. 362. Rich. Voy. de l'Astrolabe, 62.) — Dictyopteris Presl, Tent. 194. Moore, Index Fil. Gen. LXXVII. tab. LVII, B; Spec. 317. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 64.

Dictymia attenuata Sm. in Bot. Mag. 1846, comp. 16; Cat. Ferns cult. 6. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 92, fig. 14.

Polypodium Brownianum Kze. Linnaea XXIII. 276. — Drynaria Browniana Fée, Gen. Fil. 270.

Viti-Inseln: Seemann no. 723! Milne! (ex Hook. l. c.).

Verbr. Neuholland, Neu-Caledonien.

29. Polypodium Féei Metten.

Metten. Polypod. no. 212; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 227. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 579.

Selliguea Bory, Dict. class. d'hist. nat. XVI. 587 et XVII. 18, tab. 41. Bl. Flor. Jav. Fil. 123, tab. 51. Presl, Tent. 216; Epim. 145. Fée, Gen. Fil. 177. Kze. Bot. Zeit. IV. 420. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 151. Moore, Index Fil. Gen. LXVI. — Gymnogramme Hook. Sp. Fil. V. 158. Hook. Bak. Syn. 389. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 64, 220.

Grammitis vulcanica Bl. En. Fil. Jav. 118.

Polypodium vulcanicum Bl. En. Fil. Jav. 122; Flor. Jav. Fil. 144, tab. 56, fig. 2. Mett. Polypod. no. 212, b. — Pleuridium J. Sm. in Bonplandia IX. p. 261.

Polypodium caudiforme Bl. En. Fil. Jav. 122; Flor. Jav. Fil. 146, tab. 54, fig. 2. — Grammitis Hook. Bot. Mag. tab. 5328. — Gymnogramme Hook. Sp. Fil. V. 158. Hook. Bak. Syn. 389. Lyell, Geogr. Handb. 64, 95, 220.

Selliguea plantaginea Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 58.

Grammitis diversifolia Wall. Cat. no. 8 (t. Hook. l. c.).

Viti-Inseln: Seemann no. 729!

Verbr. Malaka, Java, Celebes, Ternate, Borneo, Aneiteum, Neu-Caledonien, Tahiti.

30. Polypodium punctatum Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 24 (non Syn. 41 = Polypod. punctatum Thbg. Fl. Jap. 337). Kuhn, Fil. Afric. 151.

Acrostichum punctatum L. Sp. 7769. Lam. Enc. I. 34. Poir. Suppl. I. 27. — Polypodium lingulatum Sw. Syn. Fil. 30.

Polypodium irioides Poir. Enc. V. 513. Bl. Fl. Jav. Fil. 169, tab. 77. Willd. Sp. Pl. V. 160. Sw. Syn. 28. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 147. Spreng. Syst. IV. 48. Kze. bot. Zeit. VI. 116; Linn. XXIII. 279. Boj. Hort. Maur. 416. Bory in Bél. Voy. II. 27. Gaud. Freyc. Voy. 347. Hook. et Grev. Ic. Fil. tab. 125. Metten. Fil. Hort. Lips. 38, tab. 20, fig. 10; Polypod. no. 235; Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 78; Miq. Ann. M. B. II. 229. Hook. Fil. exot. tab. 4. Hook. Sp. V. 67. Lowe, Ferns I. tab. 42, A. Thwait. Ceyl. 395. Hook. Bak. Syn. 360. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 18, 29, 44, 62, 73, 95, 108, 117, 217.

Aspidium mierocarpum Bl. En. Fil. Jav. 142.

Phymatodes irioides Presl, Tent. 198. Pappe et Raws. Syn. 40. J. Sm. in Bot. of the Herald 425. — Drynaria J. Sm. in Hook. Journ. III. 398. — Mierosorium Fée, Gen. Fil. 268, tab. 20, B, fig. 1. — Pleopeltis irioides Moore, Index Fil. Gen. LXXVIII, tab. LXII, fig. 6.

Polypodium sessile Kaulf. in Sieb. Syn. Fil. — Mierosorium Fee, Gen. Fil. 268. — Phymatodes Pr. Tent. 198.

Mierosorium irregulare Link, Hort. Berol. II. 110; Fil. Spec. 135. Fée, Gen. Fil. 268, tab. 20, B. fig. 3.

Polypodium polycarpon Cav. Prael. 1801 p. 246. Sw. Syn. Fil. 30, 227. — Niphobolus polyearpus Spr. Syst. IV. 45. — Phymatodes Presl, Tent. 198. — Pleopeltis Moore, Index Fil. Gen. LXXVIII.

Polypodium spathulaefolium Mor. — P. polyeephalum Wall. Cat. no. 273 (t. Hook). — P. glabrum Roxb. in Wall. Cat. no. 281 (t. Hook. l. c.).

Drynaria pulverulenta Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 43 et D. obtusata Brack. l. c. 44 (t. Mett. in Miq. Ann. l. c.).

Viti-Inseln. Ovalau; littorale Zone, an Felsen im Schatten der Brodfruchtbaum-Pflanzungen: Graeffe no. 71, 206! Daemel no. 9! — Seemann! Harvey!

Verbr. Tropisches Afrika, Madagascar, Mauritius, Comoren, trop. Asien, Sundainseln, Philippinen, Neuholland, westl. Polynesien.

31. Polypodium conjugatum Klf.

Kaulf. Wesen d. Farnkr. p. 104, 106. Kze. Anal. Pter. 16, tab. 10; Bot. Zeit. VI. 118; Linn. XXIII. 277. Metten. Polypod. no. 237; Ann

sc. nat. ser. IV. tom. XV. 78; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 229. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. I. c. 579. Ettingsh. Farnkr. 47, tab. 29, fig. 1; Beitr. I. 53, tab. 18, fig. 15.

Dipteris conjugata Reinw. Flora 1828, II. 3. Moore, Ind. Fil. Spec. 341; Gen. LXXX. t. 64, A. Fée, Gen. Fil. 274. — Phymatodes Presl, Tent. 198.

Polypodium Dipteris Bl. En. Fil. Jav. 135; Fl. Jav. Fil. 174, tab. 81. Hook. et Grev. in Bemerkungen zu P. Wallichii, Icon. Fil. tab. 168, 169. Hook. Bak. Syn. 362. Mett. Fil. Hort. Lips. 38. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 63, 73, 95, 217.

Polypodium Horsfieldii R. Br. in Horsf. Pl. Jav. rar. 1, tab. 1. Hook. Sp. Fil. V. 99. — Drynaria J. Sm. in Hook. Journ. III. 398; IV. 61. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 46.

Polypodium palmatum Wall. olim. (t. Hk. et Grev. l. c.)

Viti-Inseln. Ovalau, 2000′ üb. M.: Milne! Brackenridge! — Seemann no. 734 (»stipes stout, 5 feet long«)! Graeffe no. 210!

Samoa-Inseln: Powell no. 113!

Verbr. Malaka, Java, Borneo, Philippinen, Neu-Caledonien, Neue Hebriden.

Wird von den Eingeborenen Viti's »Koukou tagane« genannt (Seemann).

32. Polypodium Phymatodes L.

Linn. Sp. 7860. Jacq. Icon. Pl. rar. III. tab. 637; Collect. V. 132. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 22; Syn. Fil. 34. Schkuhr, Farnkr. 10, tab. 8 d, 9, 17. Willd. Sp. V. 167. Bory, It. II. 135. Lam. Enc. V. 515. Roxb. Crypt. 22. Klf. Enum. Fil. 98. Spreng. Syst. IV. 49. Desv. Ann. Linn. VI. 234. Bory in Bélang. Voy. II. 27; Duperr. Voy. 261. Bojer, Hort. Maur. 417. Bl. En. Fil. Jav. 125; Fl. Jav. Fil. 139. Kze. Bot. Zeit. IV. 422; Vl. 117; Linn. XXIII. 282. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 454. Hook. et Arn. Beech. Voy. 74. Kze. Farnkr. I. tab. 44 a. Rich. Voy. de l'Astrolabe 66, partim. Blanco, Fl. de Filip. 827. Zolling. Flora 1847, I. 317. Metten. Fil. Hort. Lips. 36, tab. 25, fig. 10—16; Polypod. no. 195; Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 78; Miq. Ann. M. B. II. 225. Thwait. Ceyl. 395. Lowe, Ferns I, tab. 25. Hook. Sp. Fil. V. 82. Hook. Bak. Syn. 364. Ettingsh. Beitr. I. 55; Farnkr. 49, tab. 31, fig. 4, tab. 35, f. 9. Kuhn, Fil. Afric. 151; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 579. Lyell, Geogr. Handb. 18, 44, 63, 73, 95, 108, 117, 217.

Drynaria Phymatodes Fée, Gen. Fil. 270, tab. 21, B, fig. 1. — Chrysopteris Link, Fil. Spec. 122. — Pleopeltis Moore, Index Fil. Gen. LXXVIII.

Phymatodes vulgaris Presl, Tent. 196. Pappe et Raws. Syn. 40. — Drynaria J. Sm. in Hook. Journ. III. 397; IV. 61.

Polypodium Madagascariense Dsv. Ann. Linn. VI. 227. Mett. Polypod. no. 155 d.

Polypodium alternifolium Link, Hort. Berol. II. 93.

Polypodium grossum Langsd. et Fisch. Icon. Fil. tab. 9. Willd. Sp. Pl. V. 168. — Phymatodes Pr. Tent. 196. — Drynaria Fée, Gen. Fil. 271.

Polypodium terminale Lk. Hort. Berol. II. 93. — Chrysopteris Lk. Fil. Sp. 122.

Polypodium longipes Lowe, Ferns I. tab. 24. — Chrysopteris Link, Fil. Sp. 122.

Polypodium peltideum Link, Hort. Berol. II. 94. — Chrysopteris Lk. Fil. Spec. 123.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 191, 45! vom Apia-berge »Waia« an offenen, sonnigen Stellen: Graeffe no. 545! — Ovalau: Graeffe no. 139! an der Seeküste, unmittelbar am Ufer: Daemel no. 12! — Kanathia: Graeffe no. 471! — Seemann no. 732 ? (Phymatodes longipes Sm. Bonplandia l. c.)

Samoa-Inseln: Savai: Graeffe no. 240, 129! — Upolu: Graeffe no. 299! montane Region: no. 311! littorale Region: no. 365! — Tutuila, montane Region: Graeffe no. 462! — Powell no. 48 (t. Hook. l. c.)!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 537! — Uvea: Graeffe no. 5 in Seem. Journ. l. c. ? (»Phymatodes longipes Sm.«)

Ellice's Inseln. Vaitupu: Graeffe no. 567!

Verbr. Tropische Länder der alten Welt, mit Ausnahme des continentalen Indien.

Ein schlechtes Exemplar von Brackenridge's Drynaria maxima (Fil. U. S. Expl. Exped. 51, tab. 7. — Pleopeltis Moore, Index Fil. Gen. LXXVIII. — Polypodium Hook. Sp. V. 83) von Tahiti in Kunze's Herbarium scheint, wie auch Hooker und Baker glauben, nur eine grosse, einfachere Form des variablen Polypodium Phymatodes L. zu sein.

33. Polypodium Powellii Baker.

Baker in Hook. and Bak. Syn. p. 364:

»Rhizome woody, scandent; stems $1\frac{1}{2}$—2 ft. long, brownish, naked; fronds 2—3 feet l., 1 ft. or more br., cut down within $\frac{1}{4}$ inch of the rachis throughout into close acuminate entire lobes 5—6 in. l., $\frac{5}{8}$—$\frac{3}{4}$ in br.; texture subcoriaceous; surfaces naked; colour dark-green; main veins not all prominent, but distinct when held up to the light; areolae rather large, with copious

free veinlets; sori in a single row about midway between the edge and costa, not at all immersed.«

»Lobes narrower and more numerous than in P. nigrescens, the veins different and sori not immersed.«

Lyell, Geogr. Handb. 95, 217.

Samoa-Inseln: Powell no. 135! — Upolu, montane Region, M. Tofua: Graeffe no. 317!

Es liegen mir aus der Graeffe'schen Sammlung nur ein paar Blätter von 60 Cmtr. Länge mit abgebrochenen Blattstielen vor, die bis auf die, selbst bei durchfallendem Lichte nicht existirenden, »main veins« sehr gut mit der gegebenen Diagnose übereinstimmen und sich von den nächsten Verwandten dieser Gruppe auch durch ihren Habitus sofort unterscheiden. Freilich müssen reichere Exemplare noch weiteren Aufschluss geben!

34. Polypodium longissimum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 127; Fl. Jav. Fil. 159, tab. 68. Metten. Polypod. no. 491; Fil. Hort. Lips. 37, tab. 25, f. 18. Kze. Linn. XXIII. 280. Lowe, Ferns II. tab. 47. Hook. Sp. V. 80. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 224. Hook. Bak. Syn. 366. Lyell, Geogr. Handb. 18, 30, 44, 63, 217.

Phymatodes J. Sm. Cat. Fil. cult. 10. — Pteopeltis Moore, Ind. Fil. Gen. LXXVIII.

Polypodium rubidum Kze. Bot. Zeit. VI. 417. — Drynaria J. Sm. Hook. Journ. III. 397. Fée, Gen. Fil. 270.

Polypodium melaneuron Miq. ex Kze. Linn. XXIII. 320.

Polypodium alternifolium Bory, Voy. d. l. Coq. 55. Wall. Cat. no. 289 (t. Hook.).

Polypodium nigrescens Bl. En. Fil. Jav. 126; Fl. Jav. Fil. 161, tab. 70. Kze. Bot. Zeit. VI. 417. Hook. Fil. exot. tab. 22. Hook. Sp. V. 84. Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 224. Hook. Bak. Syn. 364. Lyell, Geogr. Handb. 30, 44, 63, 95, 217.

Phymatodes saccata J. Sm. Cat. Fil. cult. 9. — Polypodium Lowe, Ferns II. tab. 59.

Polypodium externatum Bory, Bélang. Voy. 28.

Polypodium excavatum Roxb. in Griff. Crypt. pl. Calc. Journ. Nat. Hist. 1844, p. 485 (t. Hk. f. c.).

Viti-Inseln. Ovalau, sonnige Plätze der littoralen Zone: Graeffe no. 497, 499, 423! Viti Levu: feuchte, waldige Gegend an der Südküste, der Insel Nagyarra gegenüber: Graeffe no. 75, 485!

Samoa-Inseln: Powell no. 14!

Tonga-Inseln. (t. Hook. Bak. Syn. 364.)

Verbr. Ostindien, Ceylon, Malaka, Sundainseln, Philippinen, Formosa, Neu-Caledonien ?

35. Polypodium dilatatum Wall.

Wall. Cat. no. 295. Hook. Sp. Fil. V. 85. Hook. Bak. Syn. 365. Lyell. Geogr. Handb. 30, 63, 95, 217.

Plcopeltis dilatata Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 122.

Drynaria acuminata Brack. F. U. S. Expl. Exped. 47, t. spec. orig.

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 463! Upolu, montane und submontane Region: Graeffe no. 364! — Brackenridge! Powell no. 55!

Verbr. Nepal, Khasya, Moolmeyn, Malaka.

36. Polypodium alatum Hook.

Hook. Sp. Fil. V. 85. Hook. Bak. Syn. 365. Lyell, Geogr. Handb. 95, 217.

Drynaria alata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 48, tab. 6.

Viti-Inseln. Ovalau, schattige Wälder der montanen Region, M. Tofua, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 92! Daemel no. 10! — Viti Levu, Gebirgswälder im Innern der Insel: Graeffe no. 50! — Brackenridge! Seemann no. 731!

37. Polypodium quercifolium L.

Linn. Sp. Pl. 1547; Fl. zeyl. 382. Schkuhr, Farnkr. 13, tab. 13. Sw. Syn. Fil. 32. Rheede, Hort. Malab. XII, tab. 11. Rumph. Herb. Amb. VI. 76. Willd. Sp. Pl. V. 170. Houyt. Syst. XIII. 184, tab. 98, fig. 2. Spreng. Syst. IV. 49. Lam. Enc. V. 517. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 147. Gaud. Freyc. Voy. 253. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 256. Kze. Linn. XXIII. 283; XXIV. 255. Desv. Ann. Linn. VI. 235. Presl, Rel. Haenk. I. 21. Kaulf. En. Fil. 97. Bl. En. Fil. Jav. 135; Fl. Jav. Fil. 153. Mett. Fil. Hort. Lips. 38, tab. 20, f. 8; Polypod. no. 243; Ann. M. B. Lugd. Bat. II, 229. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 55. Hook. Sp. V. 96. Hook. Bak. Syn. 367. Lowe, Ferns II, tab. 10. Ettingsh. Beitr. I. 58. tab. 19, f. 13 et pag. 12, f. 16; Farnkr. 54, tab. 29, f. 4 et tab. 37, f. 11. Lyell, Geogr. Handb. 18, 30, 44, 63, 73, 95, 218.

Drynaria quercifolia J. Sm. in Hook. Journ. III. 398; IV. 64; Cat. Fil. 14. Fée, Gen. Fil. 271. Moore, Index Fil. Gen. LXXIX; Spec. 347. — Phymatodes Presl, Tent. 198, tab. 8, fig. 10, 11.

Polypodium sylvaticum Schkuhr, Farnkr. 22, tab. 8, b. — Phymatodes Presl, Tent. 198.

Polypodium quercioides Desv. Ann. Linn. VI. 235.

Polypodium Schkuhrii Bory, Ann. sc. nat. sér. I, tom. V. 467. Kaulf. Wes. d. Farnkr. 99.

Polypodium morbillosum Presl, Rel. Haenk. I. 22, tab. 3, f. 2. Goldm. Nov. Act. XIX, Suppl. I. 454. Mett. Fil. Hort. Lips. 37, tab. 20, f. 9; Polypod. no. 230. — Phymatodes Presl, Tent. 198, tab. 8, f. 16. — Drynaria J. Sm. in Hook. Journ. III. 398. Moore, Index Fil. Gen. LXXIX; Spec. 347.

Polypodium brancaefolium Presl, Rel. Haenk. I. 22. Ettingsh. Beitr. I. 59; Farnkr. 52, tab. 33, fig. 1. — Phymatodes Pr. Tent. 198. — Drynaria Moore, Ind. 345.

Polypodium conjugatum Poir. Enc. V. 516 (partim ex citat. Pluck. Alm. tab. 36, f. 5 — t. Mett. Ann. M. B. I. c.).

Viti-Inseln: Milne no. 212! (t. Hook. Sp. I. c. »I only possess one specimen, from Angau, of the Fiji group, said to be frequent on the high grounds.«)

Verbr. Ostindien, Ceylon, südl. China, Sundainseln, Neu-Guinea, Philippinen, tropisches Ost-Australien.

38. Polypodium rigidulum Sw.

Sw. Syn. Fil. 38, 230. Willd. Sp. Pl. V. 194. Poir. Suppl. IV. 497. Mett. Ann. M. B. II. 230. Hook. Bak. Syn. 368. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. I. c. 579. Lyell, Geogr. Handb. 63, 73, 86, 95, 248.

Polypodium diversifolium R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 147. Gaud. Freyc. Voy. 355. Kze. Bot. Zeit. IV. 423; VI. 119. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 78. Ettingsh. Farnkr. 51, fig. 22, tab. 37, fig. 3, 9, 10. Hook. Garden Ferns, tab. 5; Sp. Fil. V. 98. Mett. Polypod. no. 240, b. — Drynaria J. Sm. in Hook. Journ. III. 397; IV. 61. Moore, Index Fil. Spec. 345. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 55.

Drynaria pinnata Fée, Gen. Fil. 272.

Polypodium Gaudichaudii Bory, Ann. sc. nat. sér. I. tom. V. 471, tab. 13. Bl. Flor. Jav. Fil. 158, tab. 67. Metten. Polypod. no. 240, tab. 3, f. 46, 47. — Drynaria Gaudichaudii Bory, Gaud. Freye. Voy. 355. — Phymatodes Gaudichaudii Presl, Tent. 198.

Polypodium speciosum Bl. En. Fil. Jav. 132.

Drynaria glaucistipes Wall. Cat. no. 297 (t. Hook. I. c.).

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 547! Kanathia: Graeffe no. 465! Ovalau, Hügelregion: Graeffe no. 41, 97, 131, 507! Daemel no. 11! — Seemann no. 733!

Verbr. Java, Sumatra, Neu-Guinea, Philippinen, tropisches Neuholland, Neu-Caledonien, Neu-Irland, Neue Hebriden, Norfolk Insel?

Figur 51 (Taf. XV.) stellt ein junges Pflänzchen dieser Art, von

Dr. Graeffe auf Ovalau gesammelt, dar. Ein anderes Exemplar besitzt nur die der Fieder eines älteren Blattes ähnlichen Primordialblätter, welche in der Figur 51 zur rechten Seite auftreten und überhaupt den Anfang der Blattbildung bezeichnen.

Auf Viti heisst diese Art nach Seemann's Notiz »Bevulu«, »Teva« und »Vuvu«.

9. Gymnogramme Desv.

39. Gymnogramme pinnata Hook.

Hook. Sp. Fil. V. 151. Hook. Bak. Syn. 390. Kuhn in Mtq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 283. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 64, 95, 220.

Syngramme J. Sm. in Hook. Journ. IV. 168, tab. 7, 8, C. Presl, Epim. 145. — Dictyogramme Moore, Ind. 317.

Hemionitis elongata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 66, tab. 8, f. spec.

Viti-Inseln. Viti Levu; feuchte, waldige Berggegend an der Südküste: Graeffe no. 72! und bei Namusi im centralen Theile der Insel: Graeffe no. 192! Ovalau, Hügelregion: Graeffe no. 49! — Seemann no. 715! Cairns! Milne! Harvey! Brackenridge!

Verbr. Insel Jobi vor der Vandammen Bai an der Nordküste Neu-Guinea's, Queensland.

39. a. Gymnogramme lanceolata Lssn. (non Hook.)

Hemionitis lanceolata Hook. Second Cent. of Ferns, tab. 55. Hook. Spec. Fil. V. 191. Hook. et Bak. Syn. Fil. 398. Lyell, Geogr. Handb. 96, 221.

Viti-Inseln. Viti Levu, an Bäumen pseudoparasitisch: Graeffe no. 1009! Bergwälder im Innern: Milne! — Seemann no. 716!

40. Gymnogramme tartarea Desv.

Desv. Berl. Mag. V. 305. Mett. Fil. Hort. Lips. 41. Hook. Sp. V. 148. Hook. Bak. Syn. 384.

Samoa-Inseln: Powell no. 21! (Seem. Journ. VI. l. c.) Brackenridge! (t. Hook. l. c.).

Verbr. Tropisches Amerika.

Mir ist diese Art von den Schifferinseln nicht vorgekommen, doch führe ich dieselbe nach Hooker an, in Betreff der wenig aufgeklärten Synonymie der Ceropteris-Gruppe auf die citirten Werke verweisend.

41. Gymnogramme falcata J. Sm.

J. Sm. in Hook. Journ. IV. 51. Kuhn in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 283.

Hemionitis falcata Hamilt. msc.

Diplazium falcatum Don, Prodr. Fl. Nepal. 13.

Diplazium fraxineum Don, Prodr. Fl. Nepal. 12.

Grammitis caudata Wall. Cat. no. 4 partim. — Gymnogramme Presl, Tent. 218.

Gymnogramme javanica Bl. En. Fil. Jav. 112; Fl. Jav. Fil. 95, tab. 41. Kze. Bot. Zeit. VI. 113; Linn. XXIII. 255. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 23. Presl, Tent. 218. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 51; III. 394. Moore, Ind. Fil. Gen. LXII. Mett. Fil. Hort. Lips. 40. Lowe, Ferns IX, tab. 7. Hook. Sp. V. 145. Hook. Bak. Syn. 381. Bedd. Ferns of S. India 77, tab. 122. Ettingsh. Beitr. I. 63; Farnkr. 57, tab. 37, fig. 8. Lyell, Geogr. Handb. 18, 30, 44, 64, 95, 108, 219.

Coniogramme Fée, Gen. Fil. 167, tab. 14, B, fig. 1.

Gymnogramme serrulata Bl. En. Fil. Jav. 113; Fl. Jav. Fil. 96, tab. 42. Presl, Tent. 218. Kuhn, Fil. Afric. 61. Bedd. Ferns of brit. India I, tab. 57. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 283. — Coniogramme Fée, Gen. Fil. 167, tab. 14, B, fig. 2. - Grammitis Thwait. Ceyl. 382. — Gymnogramme caudata (Pr.) Ettingsh. Beitr. I. 63, tab. 9, f. 2; Farnkr. d. Jetztw. 57, tab. 37, f. 7, tab. 38, f, 13.

Gymnogramme pilosa Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 22, tab. 4.

Coniogramme Serra Fée, Gen. Fil. 167.

Grammitis procera Wall. Cat. no. 3. — Gymnogramme Moore, Ind. Gen. LXII.

Grammitis affinis Wall. Cat. no. 11. — Gymnogramme Pr. Tent. 218.

Viti-Inseln: Graeffe no. 563! Ein kleines steriles Blatt, welches sich nur durch etwas weiter von einander entfernte Nerven von der typischen Form unterscheidet und vielleicht hierher gehören möchte. Ausserdem geben Hooker und Baker diesen Farn als auf den Fidschiinseln vorkommend an.

Verbr. Tropisches Afrika, Ostindien, Ceylon, Malaka, Sundainseln, Philippinen, Japan, Sandwich-Inseln.

42. Gymnogramme subtrifoliata Hook.

Hook. Sp. Fil. V. 152, tab. 198.

Viti-Inseln. Naviti Levu, Bergwälder: Milne no. 108, steril!

Eine sehr zweifelhafte Pflanze, von der es fraglich ist, ob sie überhaupt zu Gymnogramme gehört. »The pinnae are clearly jointed on the slender and always winged rachis, and their is

evidently a marginal (not intramarginal) vein which unites all the transverse veins.« Hook. l. c.

10. Adiantum L.

43. Adiantum diaphanum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 215. Kze. Bot. Zeit. VI. 211. Hook. Sp. Fil. II. 10, tab. 80, C. Moore, Ind. Fil. Spec. 25. Ettingsh. Beitr. I. 67, tab. 22, fig. 8, 9; Farnkr. 78, tab. 40, fig. 3, 15. Fée, Gen. Fil. 113. Hook. Bak. Syn. 117. Kuhn in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 284; Fil. Nov. Hebr. l. c. 572. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 13, 52, 70, 79, 90, 196.

Adiantum setulosum J. Sm. in Comp. Bot. Mag. 1846, pag. 22. Kze. Linnaea XXIII. 217. Fée, Gen. Fil. 113. Sm. Cat. Fil. 34. Moore, Index Fil. Spec. 38. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 61.

Adiantum affine Hook. Sp. Fil. II. 32, partim. Hook. Fil. Fl. Nov. Zeal. II. 20, partim. Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 14 part. Lowe, Ferns III. tab. 17. Mett. Fil. Hort. Lips. 47.

Adiantum filicaule Kze. Bot. Zeit. VI. 210. Moore, Index Fil. Spec. 25.

Adiantum erectum Kze. Bot. Zeit. VI. 211. Moore, Index Fil. Spec. 25.

Viti-Inseln. Ovalau: Daemel no. 41!

Verbr. Sumatra, Java, südöstl. China, Neu-Süd-Wales, Neue Hebriden, Neu-Caledonien, Neuseeland.

44. Adiantum hispidulum Sw.

Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 82; Syn. Fil. 124, 321. Willd. Sp. Pl. V. 444. Poir. Suppl. I. 137. R. Br. Prodr. Fl. Nov. Holl. 155. Desv. Ann. Linn. VI. 311. Fee, Gen. Fil. 113. Kze. Linn. XXIII. 216. Mett. Fil. Hort. Lips. 47. Black. Fil. U. S. Expl. Exped. 98. Hook. Sp. Fil. II. 31. Moore, Index Fil. Spec. 28. Hook. fil. Fl. of N. Zeal. II. 20. Bedd. Ferns of S. India 1, tab. 3. Thwait. Ceyl. 387. Rich. Voy. de l'Astrolabe 88. Cunn. Fl. ins. N. Zeel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 366. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 163. Ettingsh. Beitr. I. 74, tab. 24, fig. 5, 6, 8; Farnkr. 84, tab. 44, fig. 1, 3, 16. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. tom. XV. 60. Hook. Bak. Syn. 126. F. Müll. Fragm. 36, p. 120. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 284; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 572. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 36, 70, 80, 90, 100, 196.

Adiantum pubescens Schkuhr, Farnkr. 108, tab. 116. Willd. Sp. Pl. V. 439. Spreng. Syst. IV. 112. Rich. Voy. de l'Astrolabe 89. Endl. Prodr. Ins. Norf. 14. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75. Bojer, Hort. Maur. 404. Presl, Tent. 158. Link, Fil. spec. 69. Kze. Bot. Zeit. VI. 210; Linnaea XXIII. 217.

Adiantum pedatum Forst. Prodr. no. 458 (non L.).

Adiantum hirtum Fee, Gen. Fil. 113.

Adiantum lobulatum Kze. Bot. Zeit. IV. 445. Moore, Index 30. Ettingsh. Beitr. I. 74, tab. 24, fig. 11; Farnkr. 82, tab. 47, f. 7.

Adiantum Meyerianum Zoll. Flora 1847, I. 318.

Adiantum striatum Sieb. Syn. Fil. exsicc.

Adiantum flabellulatum Wall. Cat. no. 2177 (non L.). Presl, Tent. 158.

Adiantum nervosum Sw. Syn. Fil 123. Willd. Sp. Pl. V. 443. Desv. Ann. Linn. VI. 344.

Adiantum plicatum Kaulf. En. Fil. 201.

Adiantum scabrum Wall. Cat. no. 79.

Viti-Inseln. Ovalau; trockene, felsige Orte der littoralen Zone: Graeffe no. 8, 197, 89! Daemel no. 40! — Kanathia: Graeffe no. 410, 470! — Seemann no. 802!

Verbr. Tropisches Afrika und Asien, Neuholland, Neuseeland, Polynesien.

45. Adiantum lunulatum Burm.

Burm. Flor. Ind. 235. Rheede, Hort Malab. XII. 72, tab. 40. Cavan. Praet. 1801, no. 676. Sw. Syn. Fil. 121; Schrad. Journ. 1800, II. 80. Willd. Sp. Pl. V. 430; Phylog. 14, tab. 9, fig 1. Lam. Enc I. 41. Poir. Suppl. I. 134. Kaulf. En. Fil. 205 Bl. En. Fil. Jav. 215. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I 456. Spreng. Syst. IV. 110. Desv. Ann. Linn. VI. 307. Presl, Rel. Haenk. I. 62; Tent. 158. Fee, Gen. Fil 114. Don, Prodr Fl. Nepal 16. Kze. Bot. Zeit. VI. 210. Wall. Cat no 7. Hook. Grev. Icon. Fil tab. 104. J. Sm. Bot. Herald 233, 426. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 95. Lowe, Ferns III. 23, tab. 8, B. Hook. Sp. Fil. II. 11. J. Sm. in Hook. Journ. III. 404; IV. 161. Bolle, Bonpl. III. 121. Moore, Ind. Fil. Gen. XXXVI; Spec. 30. Benth. Fl. Hongk. 446. Bedd. Ferns of S. India 1, tab. 1. Ettingsh. Beitr. I. 75, tab. 24, fig. 11, 15; Farnkr. 85, tab. 46, f. 6, 7. Mett. Ann. sc. nat. sér. V, vol. II. 214. Hook. Bak. Syn. Fil. 114. Kuhn, Fil. Afric. 65; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 280. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 13, 22, 35, 52, 70, 90, 99, 153, 172, 196. Baker in Mart. Fl. Brasil. Fil. 361, tab. 22, fig. 10, 11, tab. 55, fig. 1. Fee, Crypt. vasc. du Brésil 38.

Pteris lunata Retz. Observ. II. 28, tab. 4.

Pteris lunulata Roxb. Crypt. Pl. in Calc. Journ. Nat. Hist. IV. 506.

Adiantum semicirculare Hochst. in pl. Schimp. (t. Kuhn.)

Adiantum arcuatum Sw. Syn. Fil. 122 Willd. Sp. Pl. V. 431. Ettingsh. Beitr. I. 75, tab. 22, fig. 1—4; Farnkr. 85, tab. 45, f. 9—12, tab. 46, fig. 3. Desv. Ann. Linn. VI. 307.

Adiantum persimile Pr. Ettingsh Beitr. I. 75, tab. 24, f. 6, 7; Farnkr. 85, tab. 46, f. 4, 5.

Adiantum deflectens Mart. Icon. Pl. Crypt. Brasil. 94. tab. 42. Hook. Sp II. 12.

Adiantum dolabriforme Hook. Icon. Plant. II. tab. 191. Hook. Sp. Fil. II. 12. Fée, Gen. Fil. 114.

Adiantum dissimile Schrad. msc.

Adiantum Ripidium Kze. msc. t. Bak. I. c.

Viti-Inseln. Ovalau: Daemel no. 39, 38! — Seemann no. 801, 915!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 377! — Powell no. 19!

Verbr. Afrika, tropisches Asien, Neuholland, Polynesien, tropisches Amerika.

Name bei den Vitianern »Kau ni vi vatu« (Seemann).

46. Adiantum fulvum Raoul.

Raoul, Choix de Pl. de la Nouv. Zeal. pag. 9. Hook. Sp. Fil. II. 52, tab. 85 *A*. Hook. fil. Flora of New Zeal. II. 22. Hook. Bak. Syn. Fil. 120. Moore, Index fil. Spec. 26. Mett. Ann. sc. nat. ser. IV. vol. XV. 60. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 572. Lyell, Geogr. Handb. 80, 90, 196.

Viti-Inseln: t. Hook. Bak. l. c.

Verbr. Neu-Süd-Wales, Neuseeland, Aneiteum.

11. Cheilanthes Sw.

47. Cheilanthes tenuifolia Sw.

Sw. Syn. 129, 332. Schkuhr, Farnkr. 117, tab. 125. Willd. Sp. Pl. V. 460. Poir. Suppl. IV. 599. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 155. Kaulf. En. Fil. 214. Bl. En. Fil. Jav. 136. Spreng. Syst. IV. 117. Desv. Ann. Linn. VI. 254. Presl, Tent. 160. Kze. Bot. Zeit. VI. 212; Linnaea XXIII. 245. J. Sm. in Hook. Journ. III. 404; Bot. of the Herald 426. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 257. Fée, Gen. Fil. 156. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 92. Hook. Sp. Fil. II. 82, tab. 87, C. Hook. Bak. Syn. 138. Link, Fil. Spec. 64. A. Cunn. Fl. insul. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 366. Rich. Voy. de l'Astrolabe 83. Gaud. Freyc. Voy. 405. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 12. Metten. Fil. Hort. Lips. 50; Cheilanth. no. 21, tab. 3, f. 13, 14. Moore, Index Spec. 254. Thwait. Ceyl. 387. Mett. in Ann. sc. nat sér. IV. vol. XV. 66. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 281. Lowe, Ferns IV, tab. 19. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 23; Fl. of Tasmania II. 138. Bedd. Ferns of S. India 64, tab. 188. Benth. Fl. Hongk. 449. Ettingsh. Farnkr. 64, tab. 48, f. 10, 11; tab. 49, f. 7, 8. Lyell, Geogr. Handb. of. Ferns 13, 22, 36, 53, 80, 197.

Trichomanes Burm. Fl. Ind. 237 ex Rumph. Herb. Amboin. VI. 77, tab. 34. f. 2. — Adiantum Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 85. — Cassebeera J. Sm. in Hook. Journ, IV. 159.

Aerostichum tenue Retz. Observ. VI. 39.

Pteris nigra Retz. Observ. VI. 38. Lam. Enc. V. 718; Suppl. IV. 599.

Adiantum cicutaefolium Lam. Enc. I. 44. Poir. Suppl. I. 145. Sw. Syn. 129; Schrad. Journ. 1800, II. 86.

Adiantum varians Poir. Suppl. I. 143.

Cheilanthes rupestris Wall. Cat. no. 67. Presl, Tent. 160.

Cheilanthes micrantha Wall. Cat. no. 68

Cheilanthes hispidula Kze. Bot. Zeit. VI. 212. Mett. Cheil. no. 20 partim, tab. 3, f. 12. t. spec.

Notholaena semiglabra Kze. Farnkr. II. 59, tab. 124, f. 2. t. spec; Linn. XXIII. 270, 344. Hook. Sp. Fil. V. 115. — Cheilanthes Fée, Gen. Fil. 156.

Notholaena glabra Brack. Fil. U. S Expl. Exped. 21, t. spec. orig. Hook. Sp. Fil. V. 115. Mett. Cheil. no. 20, c.

Notholaena Pumilio R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 146. Poir. Enc. Suppl. IV. 110. Hook. Sp. Fil. V. 121. Mett. Cheil. no. 22, b.

Pteris nudiuscula R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 155. Poir. Suppl. IV. 609. Spreng Syst. IV. 73. — Notholaena Desv. Ann. Linn. VI. — 221. Hook. Sp. V. 115. — Pellaea Hk. Sp. II. 151. — Cheilanthes Moore, Index 249.

Cheilanthes Preissiana Kze. Linn. XX. 5; XXIII. 244; Plant. Preiss. II. 112. Lowe, Ferns IV, tab. 29. Hook. Sp. II. 83.

Cheilanthes Sieberi Kze. Plant. Preiss. II. 112; Linn. XXIII. 245. Hook. Sp. II. 83, tab. 97 B. Lowe, Ferns IV, tab. 22. Mett. in Ann. sc. nat. ser. IV. vol. XV. 66. Hook. Bak. Syn. 137. Lyell, Geogr. Handb. 70, 80, 197. Moore, Index Fil. Spec. 253.

Cheilanthes moluccana Bl. En. Fil. Jav. 136. Kze. Bot. Zeit. VI. 212. Hk. Sp. II. 90.

Cheilanthes Cumingii Bory herb. (t. Mett.)

Pteris chaerophylla Poir. in herb. Juss. (t. Mett.)

Cheilanthes hirsuta Mett. Cheil. no. 17; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 66. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573; Ann. M. B. IV. 281. (non Lk. Fil. Sp. 63.) — Pteris Poir. Enc. V. 719. Sw. Syn. Fil. 104. Willd. Sp. Pl. V. 390. — Notholaena Desv. Journ. bot. III. 93; Ann. Linn. VI. 221. Poir. Enc. Suppl. IV. 110. Spreng. Syst. IV. 43. Presl, Tent. 225. Kze. Farnkr. I. 150. Kaulf. En. Fil. 138. Meyen, Reise III. 332. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 20. Hook. Sp. Fil. V. 116. Hook. Bak. Syn. 372. Lyell, Geogr. Handb. 18, 73, 95, 218. — Cincinalis Desv. Berl. Mag. V. 313. — Notholaena pilosa Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 74 et 255. Hook. Journ. of Bot. IX. 358. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 20, t. spec.

Cheilanthes rufa Willd. herb. no. 20119. —

Cheilanthes ciliata Willd. herb. no. 20120. — Cincinalis Desv. Berl. Mag. V. 312. — Notholaena Desv. Journ. bot. III. 92. Poir. Enc. Suppl. IV. 110. Mett. Cheil. no. 20, c.

Notholaena remota Kaulf. En. Fil. 138.

Notholaena distans Labill. Sert. Austr. Caled. 5, tab. 7. (non R. Br.)

Acrostichum javense Willd. Sp. Pl. V. 126. Poir. Enc. Suppl. V. 533. — Cincinalis Desv. Berl. Mag. V. 329. Kaulf. En. Fil. 140. — Notholaena Desv. Ann. Linn. VI. 221. — Cheilanthes Moore, Index 244.

Cheilanthes javanica Kze. Bot. Zeit. VI. 211.

Cheilanthes Kleinhofi Bl. En. Fil. Jav. 137. Hook. Sp. II. 90. Metten. Cheil. no. 23, b. Hasskarl, Flora 1847, p. 318. — Acrostichum appendiculatum W. in herb. Bl.

Notholaena sulcata Link, Hort. Berol. II. 367; Fil. Spec. 145. Kze. Farnkr. I. 6, tab. 3; Linn. XXIII. 270. Presl, Tent. 225. J. Smith in Bot. of the Herald 426; Hk. Journ. IV. 50. Fée, Gen. Fil. 159. Benth. Fl. Hongk. 449.

Notholaena hirta Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 455. (t. Kuhn.)

Notholaena densa J. Sm. in Hook. Journ. III. 395. Kze. Bot. Zeit. VI. 122; Farnkr. I. 149, tab. 64, f. 2. Hook. Sp. V. 149. — Cheilanthes Fée, Gen. 156. Mett. Cheil. no. 16.

Viti-Inseln. Ovalau, Felsen der litloralen Zone: Graeffe no. 48, 212*a*, 213! Daemel no. 54, 55, 56! — Brackenridge! Seemann no. 799, 800!

Verbr. Tropisches Festland von Asien, Ceylon, Sundainseln, Philippinen, Neu-Guinea, Neuholland, Tasmanien, Neuseeland, Neu-Caledonien, Neue Hebriden, Gesellschaftsinseln.

12. Pteris L.

48. Pteris concolor Langsd. et Fisch.

Langsd. et Fisch. Icon. Fil. 19, tab. 21. Willd. Sp. Pl. V. 359. Desv. Ann. Linn. VI. 294. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573.

Pellaea concolor Baker in Mart. Fl. Brasil. Fil. 396, tab. 43, fig. 3.

Pteris Pohliana Presl, Del. Prag. I. 184; Tent. Pterid. 145 Kuhn. Fil. Afric. 88; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 300.

Pteris geraniifolia Raddi, Fil. Brasil. I. 46, tab. 67. Hook. Ic. plant. X. tab. 945. Kze. Linnaea XXIII. 288; XXIV. 271; Bot. Zeit. VI. 195. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 66; sér. V. vol. II. 220; Fil. Hort. Lips. 55. Moore, Ind. Gen. 42. Thwait. Ceyl. 386. Bedd. Ferns of S. India 13, tab. 37. Gaud. Freyc. Voy. 385. Sturm, Fil. Chil. 20. Ettingsh. Beitr. II. 8, tab. 2. f. 5; Farnkr. 92, tab. 56, fig. 2. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 94.

Pellaea Fée, Gen. Fil. 130. Hook. Sp. Fil. II. 132. Hook. Bak. Syn. 146. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 13. 36, 70, 90, 100, 114, 135, 154, 173, 198. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 43.

Platyloma geraniifolia Lowe, Ferns III. tab. 27 — Litobrochia Moore, Index 342. — Doryopteris Klotzsch, Linn. XX. 343.

Pteris pedata Kze. Linnaea X. 522. Pappe et Raws. Syn. Fil. 25. Bojer, Hort. Maur. 399. — Pteris pedata var. *γ* Gaud. msc. — Pteris pedata Spr. Syst. IV. 70 partim. — Pellaea Fée, Gen. Fil.. 130? —

Adiantum palmatum Schum. K. Dansk. Vid. Afh. IV. 234.

Cheilanthes Kirkii Hook. Sec. Cent. of Ferns, tab. 81. Hook. Bak. Syn. 432. Lyell, Geogr. Handb. 100, 197.

Pteris Mysorensis Heyne in Wall. Cat. no. 87. (t. Hook.)

Pteris pedatoides Desv.

Pteris laciniata Vell. Fl. Flum. IX. tab. 89 (non Sw.) t. Bak. l. c.

Viti-Inseln. Ovalau, an Felsen der littoralen Zone: Graeffe no. 144, 212! Daemel no. 53! Kanathia: Graeffe no. 467! — Milne! Seemann no. 798!

Samoa-Inseln: Powell no. 15!

Verbr. Tropenländer rings um die Erde.

Cheilanthes Kirkii Hook. ist sicher hierher zu ziehen. Unter den von Herrn Daemel gesammelten Exemplaren von Pteris concolor befinden sich auch solche, welche von den bei Hooker l. c. abgebildeten Sori der Cheilanthes-Form bis zu der normalen Ausbildung alle möglichen Uebergänge zeigen.

49. Pteris longifolia L.

Linn. Sp. Pl. 1531. Jacq. Hort. Schönbr. tab. 399, 400. Bory, Ess. Fort. 344. Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 64; Syn. Fil. 96. Willd. Sp. Pl. V. 396. Spr. Syst. Veg. IV. 71. Schkuhr, Farnkr. 84, tab. 88. Guill. Arch. I. 482. Kaulf. En. Fil. 186. Wall. Cat. no. 111. Tenore, Syll. 490. Link, Hort. Berol. II 20; Fil. Spec. 49. Ag. Rec. spec. gen. Pter. 1. Bojer, Hort. Maur. 399. Presl, Tent. 145. Webb et Berth. Phyt. III. 450. Fée, Gen. Fil. 125. J. Sm. in Hook. Journ. III. 405; IV. 164; Bot. Herald 426. Hook. et Arn. Bot. Beech. Voy. 274. Fée, Foug. mexic. 7; Mém. XI. 22. Kze. bot. Zeit. IV. 443; VI. 538; Linn. XXIII. 288; IX. 74. Klotzsch in Linn. XX 340. Benth. Fl. Hongk. 447. Brack. Fil. U. S. Expl. Exp. 112. Mett. Fil. Hort. Lips. 56. Bolle in Bonpl. III. 122; Zeitschr. f. Erdk. XIV. 340. Moore, Index Gen. XLII, tab. XXX, fig. 1—4. Hook. Sp. Fil. II. 157. Hook. Bak. Syn. 153. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 66. Griseb. Fl. of br. Westind. 668. Kuhn, Fil. Afric. 19, 83; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 94. Ettingsh. Beitr. II. 7, tab. 4, f. 3, 4, 6; Farnkr. 92, tab. 52 f. 15, tab. 54 f. 1, tab. 56 f. 3—5, tab. 57, f. 1—3. Lowe, Ferns III. tab. 42. Milde, Fil. Europ. 43. Fée, Mém. soc. sc. nat. Strasbg. VI. 15. Guss. Syn. Fl. Sic. 2, II. 657. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 2, 7, 13, 23, 36, 53, 70, 80, 90, 101, 111, 122, 136, 154, 199.

Pteris costata Bory, Willd. Sp. Pl. V. 367. Poir. Enc. Suppl. IV. 602. Bory, Bélang. Voy. 42. Spreng. Syst. IV. 71. Bojer, Hort. Maur. 399. Hook. et Arn. Bot. Beech. Voy. 256, tab. 51. Bl En. Fil. Jav. 208. Sm. in Hook. Journ. IV. 164. Link, Hort. Berol. II. 20; Fil. Spec. 50. Presl, Tent. 145. Fée, Gen. Fil. 125.

Pteris vittata L. Sp. Pl. 1532. Osbeek, It. chin. 235, tab. 4. Petiv. gaz. t. 63, f. 10. Sw. Syn. Fil. 96. Willd. Sp. Pl. V. 368. Spreng. Syst. IV. 71. Presl, Rel. Haenk. I. 54. Pr. Tent. 145. Bl. En. Fil. Jav. 207.

Pteris laneeolata Desf. Fl. Atlant. II. 401. Munby. Cat. 35.

Pteris obliqua Forsk. Fl. Aegypt. Arab. 185.

Pteris ensifolia Sw. Syn. Fil. 95. Willd. Sp. Pl. V. 366. Spreng. Syst. IV. 71. Poir. Enc. V. 711. Desv. Ann. Linn. VI. 295. Presl, Tent. 145. Webb. Spic. Gorg. in Hook. Fl. Nig. 192. Bolle in Bonpl. III. 122. Decaisn. Arch. Mus. II. 187. Schmidt, Flor. Caboverd. 139. Schweinf. Beitr. 222.

Pteris semihirta Link, Fil. spec. 50.

Pteris Alpini Spreng. Syst. IV. 71. (Alpin. icon. tab. 66.)

Pteris trapezoides Burm. Fl. Ind.. 233, tab. 66, f. 2.

Pteris amplectens Wall. Cat. no. 112. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 164.

Pteris diversifolia Sw. Syn. 96, 288. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 6. Kze. Bot. Zeit. VI. 195. Fee, Mém. XI. 23.

Pteris stipularis L. Sp. Pl. 1532. Sw. Syn. Fil. 96. Willd. Sp. Pl. V. 366. Spreng. Syst. IV. 71.

Pteris aspera Fée, Gen. Fil. 126.

Pteris acuminatissima Bl. En. Fil. Jav. 208.

Pteris simillima Zipp. msc. (t. Miq. l. c.)

Pteris Guichenotiana Gaud. Freyc. Voy. 387.

Pteris tenuifolia Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 112, t. spec. orig.

Pteris mierodonta Gaud. Freyc. Voy. 387. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 7.

Pteris vulcanica Bertol. Misc. XVIII. 21.

Pteris pinnata Ehrbg. in herb. Berol. (t. Milde.)

Viti-Inseln. Ovalau: Daemel no. 67! — Milne!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 541! — Brackenridge!

Verbr. Tropen und wärmere gemässigte Zone

50. Pteris cretica L.

Linn. Mant. 130. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 64; Syn. Fil. 96. Schkuhr, Farnkr. 85, tab. 90. Willd. Sp. Pl. V. 374. Spreng. Syst. IV. 72. Ag. Reg. sp. gen. Pter. 8. Link, Hort. Berol. II. 23; Fil. Spec. 52. Bl. En. Fil. Jav. 209. Milde, Fil. Europ. 41; höh. Sporenpflz. Deutschl. 15. Kuhn, Fil. Afric. 79; Ann. M. B. Lugd Bat. IV. 300. Kze. Bot. Zeit. VI. 538; Linn. XVIII. 335; XXIII. 287; XXIV. 271. Klotzsch in Linn. XX. 340. J. Sm. Bot. of the Herald 426. Presl, Tent. 145. Fee, Gen. Fil. 125. Sm. in Hook. Journ. IV. 164. Lowe, Ferns III. tab. 43; new and rare Ferns, tab. 25. Hook. Sp. Fil. II. 159. Hook. Bak. Syn. 154. Thunbg. Prodr. 171; Flor. Cap. 372; Flor. Japon. 332. Pappe et Raws. Syn. 26. Kze. Pl. aeotyl. Afric. 43. Bojer, Hort. Maur. 400. Schldl. Adumbr. 40. Schweinf. Beitr. 222. Fée, Foug. mexic. 7. Milde, Bot. Zeit. 1867, pag. 293. Mett. Fil. Hort. Lips. 56. Bot. Magaz. tab. 5194. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 2, 13, 23, 36, 53, 90,

101, 114, 122, 136, 199. Baker in Mart. Fl. Bras. Fil. 399. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 40.

Pteris semiserrata Forsk. Descr. 186.

Pteris Serraria Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 64; Syn. Fil. 96, 289. Willd. Sp. Pl. V. 374. Poir. Suppl. IV. 602. Spreng. Syst. IV. 72. Presl, Tent. 145. Fée, Gen. Fil. 125. Hook. et Arn. Beech. Voy. 274.

Pteris pentaphylla Willd. Sp. Pl. V. 362. Poir. Enc. Suppl. IV. 601. Sm. in Rees Cycl. 28.

Pteris oligophylla Viv. Ann. bot. II. 189.

Pteris laeta Wall. Cat. no. 95. Presl, Tent. 145. Ettingsh. Beitr. II. 8; Farnkr. 96, tab. 57 f. 8, 11, tab. 58, f. 4, 12

Pteris nervosa Thunbg. Flor. Japon. 332. Spreng. Syst. Veg. IV. 72. Willd. Sp. Pl. V. 371. Wall. Cat. no. 96.

Pteris vittata Bory in Bélang. Voy.

Pteris stenophylla Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 130. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 11. Fée, Gen. Fil. 125. Mett. Fil. Hort. Lips. 56.

Pteris cretica var. stenophylla Hook. Sp. Fil. II. 160. Hook. Bak. Syn. 154.

Pteris digitata Wall. Cat. no. 91. Presl, Tent. 145.

Pteris angustata Wall. in Herb. Hook.

Pteris taeniosa J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 405. Fée, Gen. Fil. 125. Ettingsh. Farnkr. 96, tab. 57, f. 6.

Pteris melanocaulon Fée, Gen. Fil. 127; Mém. VII. 31, tab. 19, fig. 1. Hook. Sp. Fil. II. 168. Miq. Ann. M. B. IV. 94. Kuhn, Ann. M. B. IV. 300.

Pteris scabripes Wall. Cat. no. 94. Ag. Rec. spec. gen. Pterid. 11. Hook. Sp. Fil. II. 165. Miq. Ann. M. B. IV. 94. Kuhn in Ann. M. B. IV. 300.

Pteris pellucida Presl, Rel. Haenk. I. 55; Tent. Pterid. 145. Fée, Gen. Fil. 125. Hook. Sp. II. 161, tab. 129, B. J. Sm. in Hook. Journ. III. 405. Hook. Bak. Syn. 154. Ag. Rec. spec. gen. Pterid. pag. 10. Bedd. Ferns of S. India 13, tab. 38. Lyell, Geogr. Handb. 13, 23, 36, 53, 199.

Pteris crispata et serrata Wall. msc. (t. Hook. l. c.)

Pteris venusta Kze. herb. et Bot. Zeit. VI. 195. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 300.

Viti-Inseln. Viti Levu: feuchte Waldungen der kleinen Inseln der Sava-Bai an der Südküste: Graeffe no. 176! — Milne!

Verbr. Südliches Europa, östliches und südliches Afrika, Mauritius, Bourbon, Asien, Amerika, Sandwich-Inseln.

Die mir vorliegenden wenigen Exemplare gehören wohl unzweifelhaft dieser so polymorphen, weit verbreiteten Art an. Die sterilen Fiedern erreichen eine Breite von 4 Cmtr. bei 21 Cmtr. Länge. Die fertilen Fiedern sind sehr schmal, an dem einen Exemplare nur 4 Mmtr. breit. Ein Blatt besitzt auf der einen Seite nur fertile Fiedern, während die der anderen Seite sowie die Endfieder steril sind.

51. Pteris ensiformis Burm.

Burm. Fl. Ind. 234; Zeyl. tab. 87. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574; Ann. M. B. IV. 300. Wall. Cat. no. 2481.

Pteris crenata Sw. Syn. Fil 96, 290. Willd. Sp. Pl. V. 373. Spreng. Syst. IV. 72. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 154. Presl, Rel. Haenk. I. 58. Link, Hort. Berol. II. 25; Fil. Sp. 54. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 14. Presl, Tent. 145. Fée, Gen. Fil. 125. Bl. En. Fil. Jav. 209. Kze. Bot. Zeit. IV. 443; Linn. XXIII. 287. Benth. Fl. Hongk. 448. Moore, Ind. Fil. Gen. XLII. Mett. Fil. Hort. Lips. 57. Lowe, Ferns III, tab. 48. Hook. Sp. Fil. II. 163, tab. 127 A. Hook. Bak. Syn. Fil. 155. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 94. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 66. J. Sm. in Hook. Journ. III. 405; Bot. of the Herald 427. Ettingsh. Farnkr. 92, tab. 52 f. 14, tab. 53 f. 3, tab. 55, f. 3. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 23, 36, 70, 90, 199.

Pteris caudata Lour. Cochinch. 835.

Pteris multidentata Wall. Cat. no. 2684.

Pteris attenuata Bl. En. Fil. Jav. 240. (t. Ag. l. c.)

Pteris heterodactyla Reinw. J. Sm. in Hook. Journ. III. 405.

Acrostichum trifoliatum Houtt. Syst. XIII. 90, tab. 95, f. 3.

Viti-Inseln. Ovalau; littorale Zone, im Schatten der Brodfruchtbäume: Graeffe no. 137, 20! Munia: Graeffe no. 1005! Daemel no. 20—22! — Seemann no. 814!

Samoa-Inseln. Upolu, littorale Zone: Graeffe no. 301, 389, 304! Tutuila: Graeffe no. 436! — Powell! (Seem. Journ. l. c. ohne Nro.)

Tonga-Inseln. Uvea: Graeffe no. 8 et 41 in Seem. Journ. l. c.!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Sunda-Inseln, südl. China, Philippinen, tropisches Neuholland, Neu-Caledonien, Neue Hebriden.

Name bei den Vitianern »Qato« (Seemann).

52. Pteris biaurita L.

L. Sp. Pl. 1534. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 66; Syn. Fil. 98. Willd. Sp. Pl. V. 384. Spreng. Syst. IV. 74. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 124. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 26. Bl. En. Fil. Jav. 210. Bory, Bélang. Voy. 42. Wall. Cat. no. 100. Bojer, Hort. Maur. 400. Kze. Pl. acotyl. Afr. 43; Linn. XXIII. 286; IX. 75. Link, Hort. Berol. II. 28. Lour. Cochinch. 835. Kze. bot. Zeit. VI. 196. Hook. Sp. II. 203. Hook. Bak. Syn. 164. Presl, Tent. 145. Fée, Gen. Fil. 126. Kuhn, Fil. Afric. 78; Ann. M. B. IV. 300. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 96. Griseb. Fl. br. Westind. 669. J. Sm. in Hook.

Journ. IV. 165. Lowe, Ferns III. tab. 50. Lyell, Geogr. Handb. 14, 23, 37, 53, 101, 136, 174, 199. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 404.

Litobrochia biaurita Fée, Crypt. vasc. du Brésil 50.

Campteria biaurita Hook. Gen. Fil. tab. 75 A. Pappe et Raws. Syn. 29. Moore, Index Fil. Gen. XLIII, tab. 31 A; Spec. 219. Fée, Mém. XI. 27.

Pteris geminata Ag. l. c. 31.

Campteria Kleiniana Pr. Tent. 147, tab. 5, f. 19.

Pteris catoptera Kze. Linn. XVIII. 119. Hook. Sp. II. 189. Pappe et Rawson, Syn. 26.

Pteris nemoralis Willd. Sp. Pl. V. 386. Spreng. Syst. IV. 74. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 25. Hook. Sp. Fil. II. 202. Presl, Tent. 145. Kze. Bot. Zeit. IV. 444. Fée, Gen. Fil. 126. Bl. En. Fil. Jav. 210. Bory, Dup. Voy. 275. Bojer, Hort. Maur. 401. Link, Hort. Berol. II. 27; Fil. Spec. 55. Decaisne, Hb. Timor. 20. Wall. Cat. no. 106 t. spec. Fée, Foug. mexic. 7; Mém. XI. 23. Kze. Linn. XVIII. 335; XXIII. 289. Klotzsch, Linn. XX. 341. J. Sm. Bot. of the Herald 427. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 96. Ettingsh. Beitr. II. 11, tab. 5, f. 3, 10; Farnkr. 95, f. 51 et tab. 60, f. 1, 10, tab. 61, f. 2, 8. Hook. Gen. Fil. tab. 54 A. Kuhn, Fil. Afric. 86. Mett. Fil. Hort Lips. 57. Benth. Fl. Hongk 448.

Pteris Plumierii Willd. En. 462. Spr. Syst. IV. 74.

Pteris semiovata Lam. Enc. V. 723.

Campteria Rottleriana Presl, Tent. 147, tab. 5, fig. 26. — Litobrochia Fée, Gen. Fil. 135.

Pteris repandula Link, Fil. spec. 56. Fée, Foug. mexic. 7. Kze. Linn. XXIII. 289. Mett. Fil. Hort. Lips. 57.

Pteris javanica Zipp. msc. (t. Miq.).

Pteris Rottleriana Wight herb. (t. Miq.).

Pteris edentula Kze. Ettingsh. Farnkr. 95, f. 50, tab. 58 f. 10, tab. 59 f. 1; Beitr. II. 11, tab. 6, f. 10, 11.

Pteris quadriaurita Retz. Observ. VI. 38. Willd Sp. V. 385 (als »quadrialata«). Spreng. Syst. IV. 75. (»quadrialata«). Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 24. Hook. Sp. II. 179, tab. 134 B. Hook. Bak. Syn. 158. Griseb. Fl. br. Westind. 670. Miq. Ann. M. B. IV. 95. Kuhn, Ann. M. B. IV. 300. Presl, Tent. 145. Lyell, Geogr. Handb. 13, 23, 36, 53, 70, 101, 114, 136, 155, 173, 199. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 401. Fée, Mém. XI. 23; Crypt. vasc. du Brésil 41.

Pteris quadriaurita var. setigera Hook. Bedd. Ferns of brit. Ind. II, tab. 202.

Pteris calcarata Bory in Bélang. Voy. 42.

Pteris suleata Meyen msc. t. spec. orig. Hook. Sp. Fil. II. 182. Kze. Linn. XXIII. 290. Sm. F. Hort. Kew. 55. Lowe, Ferns IV, tab. 5. Mett. Fil. Hort. Lips. 57.

Pteris felosma Sm. En. Ferns of Kew, t. spec., Comp. Bot. Mag. 72, p. 24; Cat. Fil. Cult. 36. Lowe, Ferns IV, tab. 2. Fée, Gen. Fil. 126. Kze. Linn. XXIII. 288.

Pteris argyrea Moore.

Pteris tricolor Linden

Pteris longipinnula Wall. Cat. no. 108. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 19. Hook. Sp. Fil. II. 179 tab. 134 A. Hook. Bak. Syn. 158. Lyell, Geogr. Handb. 14, 23, 37, 53, 199.

Pteris spinescens Presl, Tent. 145. J. Sm. in Hk Journ. III. 405. Fee, Gen. Fil. 126. (t. spec.) Ag. Rec. sp. gen. Pter. 30.

Pteris asperula J. Sm. in Hk. Journ. III. 405. t. spec. Fée, Gen. Fil. 126.

Pteris Presliana Ag. Sm. in Hook. Journ. III. 405. t. spec. Fee, Gen. Fil. 126.

Pteris pyrophylla Bl. En. Fil. Jav. 212. Ag. Rec. gen. Pter. 30. Hook. Sp. Fil. II. 188. Miq. Ann. M. B. IV. 96. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 300. Kuhn, Fil. Afric. 89. Mett. Fil. Hort. Lips. 57.

Pteris Blumeana Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 22. Miq. in Ann. M. B. IV. 96. Kze. Bot. Zeit. VI. 196; Linn. XXIII. 286; XXIV. 272. Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 574.

Pteris normalis Bl. En. Fil. Jav. 211. (excl. syn.)

Pteris Swartziana Ag. Rec. sp. g. Pter. 34. Hook. Sp. Fil. II. 187. Fee, Mem. XI. 23.

Pteris trachyphylla Kze. herb. et Bot. Zeit. VI. 196. t. spec. orig.

Pteris megaphylla Mett. in herb. Lugd. Bat. — Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 96. Kuhn, Ann. M. B. IV. 300.

Pteris glauco-virens Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. t. spec.

Pteris flava Meyen. Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 457. t. spec.

Pteris Sieberi Tausch in Herb. Kze. (Im Prager bot. Garten aus von Sieber gesammelten Sporen gezogen.)

Pteris rudis Kze. herb. t. spec.

Pteris pungens Willd. Sp. Pl. V. 387. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 27. Hook. Sp. II. 182. Hook. Bak. Syn. 159. Presl, Tent. 145. Spr. Syst. IV. 74. Lyell, Geogr. Handb. 136, 199. Fee, Mem. XI. 23.

Pteris macroura Willd. Sp. Pl. V. 380.

Pteris acuminata Desv. Berl. Mag. III. 324; Ann. Linn. VI. 298. Spr. Syst. IV. 74.

Pteris deltea Ag. Rec. sp. gen. Pter. 33. Hook. Sp. Fil. II. 183.

Pteris paleacea Roxb. Beats. St. Helena 349. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 33. Fee, Gen. Fil. 126. Antomarch. Fl. Helen. 256. Kze. Linn. XXIV. 272. Kuhn, Fil. Afric. 86. Lyell, Geogr. Handb. 101, 199. Hook. Sp. II. 186. tab. 132 A. Hook. Bak. Syn. 159. (forma abnorm.)

Pteris caudata Zipp. msc. t. spec. in hb. Kze.

? P. scabra Bory, Willd. Sp. Pl. V. 386. Spreng. Syst. IV. 75. Poir. Suppl. V. 605. Boj. Hort. Maur. 401. Gaud. Freyc. Voy. 390 ? Bory, Bel. voy. 43 Ag. Rec. sp. gen. Pter. 31. Hook. Sp. II. 186 tab. 138 A. Kuhn, Fil. Afric. 89. Presl, Tent. 145. Fee, Gen. Fil. 126. Hook. Bak. Syn. Fil. 159. — P. angusta Bory in Willd. Sp. Pl. V. 388. Spr. Syst. IV. 75. Bory, Belang. Voy. 43. Boj. Hort. Maur. 401. Poir. Enc. Suppl. V. 603. Lyell,

Geogr. Handb. 101, 199. — P. elastica Tausch in Sieb. Fl. Maur. no. 15. — P. mascarenensis Spreng. Syst. IV. 75. — Pteris sexalata Desv. Ann. Linn. VI. 289. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 32. — P. punctata Fee, Mem. soc. Strasbg. XVI. 18, tab. 32, f. 4. —

Viti-Inseln. Viti Levu, feuchte Waldgegend an der Südküste: Graeffe no. 46! Kleine Insel in der Bai von Suva: Graeffe no. 472! — Ovalau: Daemel no. 62! Vanua Valuvu: Graeffe no. 1004! — Harvey! Seemann no. 804!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 464! Upolu, montane Region: Graeffe no. 329, 360, 399! — Powell! (Seem. Journ. VI. l. c.). Bei den Eingeborenen der Samoa-Inseln heisst dieser Farn »Vaotuanin.« (Powell, Seem. Journ. VI. 370.)

Tonga-Inseln. Futuna od. Hoorne Island: Graeffe no. 571! Uvea: Graeffe no. 6 in Seem. Journ. l. c.!

Verbr. Tropische und subtropische Zone rings um die Erde.

Aeusserst polymorphe Art, die zu vieler Verwirrung in der Systematik der Gattung Anlass gegeben hat, und zu deren Synonymen vielleicht ausser oben gegebenen Benennungen bei genauerer Kenntniss noch eine Anzahl anderer Namen kommen dürften. Was das von der Nervatur hergenommene Unterscheidungsmerkmal zwischen den Haupttypen der gesammten Formenreihe betrifft, ob nämlich sämmtliche Nerven der Fiederabschnitte frei sind, oder die rechts und links gelegenen Venenäste je zweier benachbarter Fiederlappen unterhalb des Einschnittes anastomosiren, so ist dieses durchaus von keiner Bedeutung. Man findet an einem und demselben Blatte oft beide Verhältnisse neben einander vor; ich habe Fälle beobachtet, in denen, entsprechend der nach abwärts bedeutenderen Tiefe der Fiedereinschnitte, die in der oberen Fiederhälfte anastomosirenden Basalvenen nach dem unteren Fiedertheile zu ganz allmählich in die freien Formen übergingen. Aehnliches wird bereits von Hooker (Sp. Fil. II. 204, 203 etc.) erwähnt. Auch zwischen den Venenästen der Fiederlappen finden sich hie und da, wenn auch selten, Anastomosen, einen Uebergang zur Gruppe Litobrochia andeutend. Variabel, wie die Form und Grösse der Fiederabschnitte, Art der Theilung des untersten oder der unteren Fiederpaare, Färbung etc. des Blattstieles, der Rachis und Costa der Fiedern, etc. ist auch das Auftreten von Borsten an der Basis der Costa der Fiedern,

der Fiederabschnitte oder gar an der Basis der einzelnen Venen der letzteren, Erscheinungen, die zur Aufstellung von Arten wie Pteris spinescens Pr. u. A. Veranlassung gegeben haben.

53. Pteris excelsa Gaud.

Gaud. in Freyc. Voy. 388. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 21. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 115. Hook. Sp. Fil. II. 183, tab. 136. Hook. Bak. Syn. 159. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 218. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 97. Lyell, Geogr. Handb. 23, 53, 91, 199.

Pteris terminalis Wall. Cat. no. 101. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 20. Brack. Fil. U. S. Expl. Exp. 115, t. spec.

Pteris firma Wall. Cat. no. 100.

Pteris atropurpurea Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 457, t. spec.

Pteris Johnsii Graeffe in litt.

Viti-Inseln. Viti Levu; im Innern der Insel auf dem Berge Nai-koro-koro-basa-basanga, selten: Graeffe no. 70 (leg. Consul Johns)!

Verbr. Ostindien, Java, Nematade an der Küste Neu-Guinea's, Philippinen, Sandwichinseln, Neue Hebriden.

Gehört vielleicht in den Formenkreis von Pteris biaurita L.

54. Pteris patens Hook.

Hook. Sp. Fil. II. 177, tab. 137. Hook. Bak. Syn. 165. Lyell, Geogr. Handb. 91, 37, 53, 199.

Pteris decussata J. Sm. in Hook. Journ. III. 405.

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no 294! Tutuila: Graeffe no. 378! Savai: Graeffe no. 564!

Verbr. Ceylon, Borneo, Philippinen, Gesellschaftsinseln.

55. Pteris aquilina L.
var. esculenta (Forst.)

Forst. Plant. esculent. 74, no. 47; Prodr. no. 418. Sw. Syn. Fil. 101, 296. Schkuhr, Farnkr. 89, tab. 97. Willd. Sp. Pl. V. 401. Labill. Fl. Nov. Holl. II. 95, tab. 244. Spreng. Syst. Veg. IV. 77. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 154. Bl. En. Fil. Jav. 214. Ag. Rec. Sp. gen. Pter. 45. Endl. Fl. Norfolk. 12. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 365. Rich. Voy. de l'Astrolabe 79. Mett. Fil. Hort. Lips. 60. Fée, Gen. Fil. 126. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 165. Gaud. Freyc. Voy. 392. Kze. Bot. Zeit. VI. 197; Linn. XXIII. 288. Fée, Mém. XI. 24. Moore, Index Fil. Gen. XLII. Hook. et Arn. Bot. Beech. Voy. 257. Miq. Ann. M. B. IV. 98. Mett. Ann. sc. nat. ser. IV. vol.

XV 68. Ettingsh. Beitr. II. 6. tab. 4, f. 8, 9, tab. 5, f. 11; Farnkr. 90, tab. 52, f. 11, 12, pag. 91 fig. 45. Hook. Sp. Fil. II. 197. Hook. Bak. Syn. 163. Hook. fil. Fl. of New. Zeal. II. 25; Fl. of Tasm. II. 139. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574. Fée, Crypt vasc. du Brésil 41.

Allosorus esculentus Presl, Tent. 154. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 12.

Viti-Inseln. Vanua Valavu: Graeffe no. 215, 216! — Harvey! Seemann no. 809!

Verbr. Neuholland, Tasmanien, Neuseeland, Polynesien, Sundainseln, Molukken, Brasilien.

56. Pteris Milneana Baker.

Baker in Hook. and Bak. Syn. 170. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 70, 200.

Pteris tripartita Sw. γ Milneana Hook. Spec. Fil. II. 226, tab. 138 B.

Viti-Inseln: Milne! Harvey!

Verbr. Salomoninseln, Queensland?

Diese im doppelten Sinne a. a. O. aufgefasste Art ist mir unbekannt und ihre Stellung zweifelhaft. Sie soll die Nervation von Litobrochia, speciell von Pteris tripartita mit dem Habitus der Pteris biaurita vereinigen. (Vgl. pag. 126.)

57. Pteris comans Forst.

Forst. Prodr. no. 419, t. fragm. orig. Sw. Syn. Fil. 98, 292. Willd. Sp. Pl. V. 381. Schkuhr, Farnkr. 86, tab. 92. Spreng. Anl. III. tab. 4, f. 26; Syst. Veg. IV. 73. Ag. Rec. Sp. Pterid. 59. A. Rich. Voy. de l'Astrolabe 79? A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 365? Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 26. Hook. Sp. Fil. II. 219. Hook. Bak. Syn. 171 part. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574. Ettingsh. Beitr. II. 19, tab. 1, f. 21; Farnkr. 103, fig. 57 et tab. 66, fig. 5. Lyell, Geogr. Handb. 81, 91, 200.

Litobrochia comans Presl, Tent. 149. Fée, Gen. Fil. 135. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 105. Moore, Index Fil. XLIV.

Viti-Inseln. Viti Levu, im Innern der Insel auf dem Berge Nai-koro-koro-basa-basanga: Graeffe no. 492! Ovalau: Brackenridge! — Seemann no. 810!

Verbr. Neuseeland? Neue Hebriden, Gesellschaftsinseln.

58. Pteris aculeata Sw.

Sw. Prodr. 129; Fl. Ind. occid. 1601; Syn. Fil. 100. Willd Sp. Pl. 398. Spreng. Syst. IV. 76. Ag. Rec. sp. Gen. Pter. 68. Hook Sp. Fil. II. 224.

Hook. Bak. Syn. 171. Lyell, Geogr. Handb. 136, 155, 200. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 412, tab. 24, f. 11. etc.

Polypodium spinosum L. Sp. Pl. 1554.

Pteris Beecheyana Ag. Rec. Pter. 68. — Litobrochia Moore, Index Fil. Gen. XLIV.

Pteris nemoralis Hook. et Arn. Beech. Voy. 75.

Litobrochia aculeata Pr. Tent. 119. etc. etc.

Samoa-Inseln: Powell no. 41! (Seem. Journ. of Bot. l. c.)

Verbr. Tropisches Amerika, Gesellschaftsinseln, Koralleninseln.

59. Pteris incisa Thbg.

Tab. XV, fig. 52 a—d.

Thunbg. Flor. Cap. 733. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 66; Syn. Fil. 99. Willd. Sp. Pl. V. 396. Spreng. Syst. IV. 76. Poir. Enc. Suppl. V. 606. Bojer, Hort. Maur. 402. Schldl. Adumbr. 44, tab 25. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 78. Kze. Linn. X. 44; Bot. Zeit. IV. 524. Bl. En. Fil. Jav. 212. Pappe et Raws. Syn. 26. Hook. Sp. Fil. II. 230. Hook. Bak. Syn. 172. Hook. fil. Fl. of Tasm. II. 140; Handb. Fl. N. Zeal. 364. Griseb. Fl. of brit. Westind. 670. Sturm, Fil. Chil. 20. F. Müll. Fl. Chat. Ins. 74. Mett. in Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 223. Ettingsh. Beitr. II. 16; Farnkr. 101, tab. 68, f. 7. Kuhn, Fil. Afric. 82. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 97. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 23, 37, 53, 70, 81, 91, 102, 111, 136, 155, 171, 200. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 408, tab. 24, f. 15; tab. 25, f. 5, 6.

Litobrochia incisa Presl, Tent. 149. Gay, Fl. Chil. VI. 489. Fée, Gen. Fil. 135.

Pteris Vespertilionis Labill. Fl. Nov. Holl. II. 96, tab. 245. Carm. in Trans. Linn. Soc. XII. 513. Willd. Sp. Pl. V. 400. Spreng. Syst. IV. 77. Poir. Enc. Suppl. IV. 607. Gaud. Freye. Voy. 392. R. Br. Prodr. 154. Bory, Bélang. Voy. 43. Ag. Rec. sp. Gen. Pter. 80. Kze. Linn. XXIII. 290. Sturm, Fil. Chil. 21. Bojer, Hort. Maur. 402. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 26; Fl. antaret. 110. Mett. Fil. Hort. Lips. 59, tab. 15, fig. 1—3. Ettingsh. Beitr. II. 17, tab. 2, fig. 10; Farnkr. 101, tab. 62, f. 1. Lowe, Ferns III, tab. 44.

Litobrochia Vespertilionis Presl, Tent. 149. Fée, Gen. Fil. 135. Baek. Fil. U. S. Expl. Exped. 109. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 163. Moore, Index Fil. Gen. XLIV.

Pteris nivea Bl. En. Fil. Jav. 213. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 78.

Pteris Lessoni Bory, Dup. Voy. 276, t. spec. orig.

Pteris pallida Raddi, Fil. Bras. 49, tab. 71. Ag. Rec. Pter. 77. Ettingsh. Beitr. II. 17, tab. 2, f. 2, 8; Farnkr. 101, tab. 63, f. 6, tab. 65, f. 5. — Litobrochia Pr. Tent. 149.

Pteris Brunoniana Endl. Prodr. Norf. 12. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 79. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Comp. Bot. Mag. II. 365. Ettingsh. Farnkr. 101, tab. 64, f. 8, 9; Beitr. II. 16, tab. 2, f. 3, tab. 3, f. 1. — Litobrochia Pr. Tent. 149.

Pteris montana Col. in Tasm. Phil. Journ. t. Hook. fil. l. c.

Pteris glaucescens Bory in litt. (Willd. Sp. V. 396.)

Pteris cruciata Kaulf. in Sieb. Syn. Fil. exsicc. no. 79, t. spec. Spreng. Syst. IV. 76. Bojer, Hort. Maur. 401.

Pteris australasica Desv. Ann. Linn. VI. 302. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 82.

Pteris elegans Sw. Act. Holm. 1817, pag. 70 t. Ag. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 76.

Pteris flavescens Colla, Pl. rar. Berter. IV. 37.

Pteris Morrenhouttiana Ag. Rec. sp. gen. Pter. 79.

var. aurita (Bl.)

Bl. En. Fil. Jav. 213. Kze. Bot. Zeit. IV. 444. Mett. Fil. Hort. Lips. 59, tab. 14. Hook. Sp. Fil. II. 231. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 68. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574. Miq. Ann. M. B. IV. 97. Kze. Linn. XXIII. 286.

Litobrochia aurita Presl, Tent. 149. J. Sm. in Hook. Journ. III. 405. Fée, Gen. Fil. 135.

Pteris sinuata Hook. Sp. Fil. II. 232. — Litobrochia Brack. Fil. U. S. Expl. Expcd. 110, tab. 14.

Viti-Inseln. Ovalau: Brackenridge! Milne no. 290! Lyell! Seemann no. 807, 808!

Samoa-Inseln: Powell no. 120!

forma nuda: Unterstes Fiederchenpaar der Fiedern fehlend oder rudimentär und dann meistens nur einseitig, bald das obere, bald das untere Paar, bald nur ein einziges Oehrchen entwickelt: Ovalau, Hügelregion: Graeffe no. 138! und submontane Region, no. 491! Brackenridge! (Fig. 52, *a—d.*)

Pteris aurita Bl. ist sicher nur eine Form der durch die tropische und subtropische Zone so weit verbreiteten Pteris incisa Thbg. Wie bei vielen anderen Farnen, wie schon oben unter Pteris biaurita L. erwähnt, ist auch hier die Nervatur sehr variabel und durchaus für die Unterscheidung der früher aufgestellten Arten nicht maßgebend. Von der typischen Ausgangsform bis zur mächtig entwickelten P. aurita habe ich zahlreiche Uebergänge in Betreff der Nervenanastomosen, häufig genug an einem und demselben Blatte, beobachtet. Die bezeichnete Varietät, welche auf den Fidschiinseln bis zu 2000′ üb. M. emporsteigt, erreicht dort oft riesige Dimensionen, wie aus den Beobachtungen aller Reisenden hervorgeht. Die 18 bis 20 Fuss langen und noch längeren Blätter schlingen sich in mannigfachen Windungen durch die Gebüsche

der Wälder und geben dadurch der Pflanze ganz das Ansehen eines Lygodium. Die Fiedern erster Ordnung erreichen eine Länge von 1—2 Fuss bei einer Breite von 7—12 Zoll.

Auf den Vitiinseln wird dieser Farn, wie mancher andere, gegessen; es wird das »Wildpret mit essbaren Farnkräutern (Litobrochia sinuata) zusammen in Blätter eingewickelt und zwischen glühend gemachten Steinen gebacken«. (Graeffe, Peterm. geogr. Mittheil. XV. 66.)

Einheimischer Name »Wa Rabo« (Seemann).

60. Pteris marginata Bory.

Bory, It. II. 192; Bélang. Voy. 43. Willd. Sp. Pl. V. 399. Spreng. Syst. IV. 77. Poir. Enc. Suppl. IV. 607. Bojer, Hort. Maur. 402. Ag. Rec. sp. gen. Pter. 67. Kuhn, Fil. Afric. 84.

Litobrochia marginata Presl, Tent. 149. Fée, Gen. Fil. 135.

Pteris semiovata Poir. Enc. V. 723.

Pteris tripartita Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 67; Syn. Fil. 100, 293. Willd. Sp. Pl. V. 400. Poir. Enc. Suppl. IV. 607. Spreng. Syst. IV. 77. Gaud. Freyc. Voy. 392. Bl. En. Fil. Jav. 211. Kze. Bot. Zeit. VI. 197. Presl, Rel. Haenk. I. 58. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 72. Hook. Sp. Fil. II. 225. Hook. Bak. Syn. 172. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 96. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 23, 37, 53, 70, 91, 102, 200.

Litobrochia tripartita Presl, Tent. 150.

Pteris revolvens Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 74.

Pteris intermedia Bl. En. Fil. Jav. 211. Ag. Rec. sp. Pterid. 71. Kze. Bot. Zeit. VI. 197. — Litobrochia J. Sm. Hook. Journ. III. 405. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. t. spec.

Pteris longipes Don, Prodr. Fl. Nepal. 15. Bl. En. Fil. Jav. 212. Ag. Rec. sp. gen. Pterid. 70.

Pteris uniseriata Poir. Enc. Suppl. IV. 608.

Pteris subpedata Wall. Cat. no. 10 (nach Hooker eine junge Pflanze!) Ag. Rec. sp. gen. Pter. 71.

Pteris connexa J. Sm. in Hook. Journ. III. 405. (t. Hook.).

Litobrochia divaricata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. t. spec. orig.

Viti-Inseln. Ovalau: Daemel no. 84, 19! — Milne! Seemann no. 806, 913!

Samoa-Inseln. Upolu, littorale Region: Graeffe no. 375, 388! — Powell no. 74!

Ellice's Inseln. Vaitupu: Graeffe no. 566!

Verbr. Tropen der alten Welt.

13. Blechnum L.

A. Eublechnum.

61. Blechnum cartilagineum Sw.

Sw. Syn. Fil. 114, 312 (non Schkhr.). Willd. Sp. Pl. V. 411. Spreng. Syst. IV. 93. Desv. Ann. Linn. VI. 283 (exl. syn. Schk.). R. Br. Prodr. 152. Kze. Linn. XXIII. 239. Moore, Index Fil. Spec. 194. Mett. Fil. Hort. Lips. 63, tab. 5, fig. 1—5. Presl, Tent. 103. Fée, Gen. Fil. 74. Hook. Sp. Fil. III. 43. Ettingsh. Beitr. II. 24, tab. 7, f. 10, tab. 8, f. 3; Farnkr. 119. tab. 71, f. 2, tab. 78, f. 3, 4, 11. Lowe, Ferns IV, tab. 52. Hook. Bak. Syn 184. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 71, 82, 201.

Blechnopsis cartilaginea Presl, Epim. 116.

Neuholland.

var. nitida: Blattstiel fast ohne Spreuschuppen, glatt.

Blechnum nitidum Presl, Rel. Haenk. I. 49 (excl. syn. Desv. et Pr. Del. Prag. I. 187.). J. Sm. in Hook. Journ. Ill. 406. Hook. Sp. Fil. III. 44, tab. 135. Bedd. Ferns of brit. India I, tab. 49. Moore, Index Fil. Spec. 200. Hook. Bak. Syn. 184. Lyell, Geogr. Handb. 24, 54, 71, 91, 175, 201. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 423.

Blechnopsis nitida Presl, Epim. 116.

Blechnum elongatum Gaud. Freyc. Voy. 395.

Ostindien, Philippinen, Mariannen. Brasilien.

var. contracta Hook. Sp. Fil. III. 44, tab. 156: Fiedern oberhalb der breiten Basis ziemlich plötzlich verschmälert, der obere Theil allein fertil; sonst wie var. nitida.

Luzon (Cuming no. 164!). Insel Gaudalcomar (Milne!).

var. vittata: Blattstiel nur an der Basis mit Spreuschuppen glatt, gelbbraun, jederseits sammt einem grossen Theile der Rhachis mit zwei breiten matt-schwarzen Längsstreifen, häufig im unteren Theile auch noch mit zwei feineren auf der Unterseite.

Blechnum vittatum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 131, tab. 16, f. spec. orig. Moore, Index Fil. Spec. 207. Hook. Sp. Fil. III. 59. Metten. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 69.

Viti-Inseln. Ovalau: Berggrat von über 3000′ Höhe üb. M. hinter Lefuka: Graeffe no. 66! montane Region, im Schatten des Waldes, gesellig: Graeffe no. 37! Viti Levu: Graeffe no. 480! — Brackenridge!

Von dieser ausgezeichneten Pflanze liegen mir drei Formen vor:

a) Fiedern des fertilen Blattes weit aus einander gerückt, nur die obersten herablaufend einander berührend; alle bedeu-

tend verschmälert, nur die Basis breiter; bei den mittleren und oberen der Sorus fast die ganze Fiederbreite einnehmend, daher das Ansehen des Blattes lomarioid; die unteren Fiedern nur in ihrer oberen Hälfte fertil und lomarioid, die untersten wie beim sterilen Blatte, jedoch schmäler.

b) Fertiles Blatt vom sterilen nicht wesentlich verschieden; Fiedern desselben ähnlich wie bei der var. contracta an der Basis steril, der fertile Theil mehr oder weniger zusammengezogen, doch nicht lomarioid, sein Rand wellig.

c) Fertiles Blatt vom sterilen nicht wesentlich in der Form verschieden; seine Fiedern (entgegengesetzt wie bei b) an der Basis zusammengezogen und fertil, allmählich in die sterile, normal gebildete Fiederspitze verbreitert.

var. woodwardioides: Sorus auf jeder Seite der Costa doppelt, der innere normal oder (selten) unterbrochen, der äussere in eine grössere Anzahl kleiner, ovaler Sori aufgelöst, deren getrennte Indusien, mit dem normalen derselben Nervenanastomose aufsitzend, sich nach dem Fiederrande zu öffnen.

Neuholland; Sidney: Daemel no. 80 A!

Diese letzte Varietät besitze ich leider von dem genannten Sammler nur in einem einzigen Blatte, das sich durch seine Form indessen von dem Normaltypus nicht unterscheidet.

62. Blechnum orientale L.

Linn. Sp. Pl. 1535. Forst. Prodr. no. 422. Lam. Enc. bot. I. 430. Sw. Syn. Fil. 114. Schkuhr, Farnkr. 101, tab. 109. Willd. Sp. Pl. V. 414. Spreng. Syst. IV. 93. Desv. Ann. Linn. VI. 284. Bory in Dup. Voy. 272. Gaud. Freyc. Voy. 396. Bl. En. Fil. Jav. 197. De Vriese in Nederl. kruidk. Areh. I. 10. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75, 257. Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 459. Kze. Linn. XXIII. 240; XXIV. 259. J. Sm. in Hook. Journ. III. 406; IV. 168; Bot. of the Herald 427. Presl, Tent. 103. Mett. Fil. Hort. Lips. 62. Hook. Fil. Exot. tab. 77. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 69. Hook. Sp. Fil. III. 52. Moore, Index Fil. Gen. XXV. tab. XI, B; Spec. 201. Bedd. Ferns of S. India 10, tab. 29. Lowe, Ferns IV. tab. 40. Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 132. Thwait. Ceyl. 381. Benth. Flora Hongk. 444. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. I. c. 574. Hook. Bak. Syn. 186. Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 284. Ettingsh. Beitr. II. 26, tab. 7, fig. 7, 9; Farnkr. 120, tab. 76, f. 2—4, tab. 78, fig. 2. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 14, 24, 37, 54, 71, 91, 201.

Blechnopsis orientalis Presl, Epim. 117.

Blechnum agrostifolium Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 459, t. spec. Blechnopsis Cumingiana Presl, Epim. 116.

Blechnum Cumingianum Ettingsh. Beitr. II. 26, tab. 8, f. 8, 9; Farnkr. 120, tab. 76, f. 7, 8.

Blechnum javanicum Bl. En. Fil. Jav. 197. Hook. Sp. Fil. III. 53. — Blechnopsis Presl, Epim. 118.

Blechnum pyrophyllum Bl. En. Fil. Jav. 197. Kze. Bot. Zeit. VI. 144. Fée, Gen. Fil. 74. — Blechnopsis Pr. Epim. 117.

Blechnum imbricatum Bl. En. Fil. Jav. 198. — Blechnopsis Pr. Epim. 118.

Blechnum salicifolium Kaulf. En. Fil. 160. Presl, Tent. 103. Spreng. Syst. IV. 92. — Blechnopsis Pr. Epim. 116.

Blechnum elongatum Presl, Tent. 103. Hook. Sp. III. 53. — Blechnopsis Pr. Epim. 117.

Blechnopsis stenophylla Pr. Epim. 118.

Blechnum adnatum Reinw. ex De Vriese Flora 1847, I. 711. Zolling. Verz. 40. — Blechnopsis Presl, Epim. 119.

Blechnum pectinatum Presl, Rel. Haenk. I. 51. Spreng. Syst. IV. 93 (excl. Syn. Cav.). Presl, Tent. 103. Hook. Sp. Fil. III. 53. — Blechnopsis Presl, Epim. 118. — Blechnum lomarioides Gaud. Freye. Voy. 396.

Blechnum macrophyllum Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 459. t. spec. Blechnum latifolium Presl, Tent. 103.

Viti-Inseln. Kanathia: Graeffe no. 168! Vanua Valavu: Graeffe no. 93! Ovalau, Thalregion: Graeffe no. 132, 473, 508! — Harvey! Milne! Seemann no. 795!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region, 500—2000′ üb. M.: Graeffe no. 277, 281, 298, 362! — Powell no. 33!

Tonga-Inseln. Uvea: Graeffe no. 4 et 12 in Seem. Journ. l. c.!

Verbr. Ostindien, Hinterindien, südl. China, Philippinen, Sundainseln, Neuholland, Polynesien.

B. Lomaria Willd.

63. Blechnum elongatum Kuhn.

Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 284. Ettingsh. Beitr. II. 23. tab. 7, fig. 13.

Lomaria elongata Bl. En. Fil. Jav. 201. Thwait. Ceyl. 381. Hook. Sp. Fil. III. 3. Ettingsh. Farnkr. 122, tab. 77, fig. 6. Bedd. Ferns of S. India 9, tab. 28, 28 A. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 29; Handb. of New Zeal. Flor. 367. Moore, Ind. Fil. Gen. XXIV, tab. XI A.

Lomaria punctata Bl. En. Fil. Jav. 201. Kze. Bot. Zeit. VI. 143; Farnkr. II. 89, tab. 137.

Lomaria heterophylla Colenso in Tasm. Phil. Journ. (t. Hook.)

Lomaria coriacea Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 122. t. spec. orig.

Lomaria melanocaulon Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 122. Hook. Sp. Fil. III. 4.

Lomaria Colensoi Hook. Ic. Plant. VII. tab. 627, 628.

Lomaria Cumingiana Hook. »Fil. exot. in note under L. Patersoni, tab. 49.« — Lomaria elongata β Hook. Sp. Fil. III. 4, tab. 143.

Lomaria Patersoni β elongata Hook. Bak. Syn. 174.

Viti-Inseln. Ovalau, Milne! Brackenridge! — Graeffe no. 565! (ohne specielle Angaben.) Seemann no. 797!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Sundainseln, Philippinen, Neuseeland, Neue Hebriden.

Ich kenne diese Art nur aus wenigen dürftigen Exemplaren und kann daher nicht entscheiden, ob Hooker und Baker dieselbe mit Recht als Form zu Blechnum Patersoni Mett. ziehen. Nach den vorhandenen Abbildungen, den lebenden Exemplaren des Blechnum Patersoni im Leipziger Garten und den Angaben Hooker's möchte ich dasselbe nicht für sehr unwahrscheinlich halten.

64. Blechnum polypodioides Kuhn. (non Raddi.)

Kuhn, Fil. Afric. 92.

Osmunda polypodioides Sw. Prodr. 127. — Onoclea Sw. Fl. Ind. occid. 1585. — Lomaria Desv. Ann. Linn. VI. 228. (non Gaud. Freye. Voy. 399.) J. Sm. in Hook. Journ. IV. 167.

Blechnum onocleoides Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 75; Flor. Ind. Occid. 1984, 2044; Syn. Fil. 115. Willd. Sp. Pl. V. 409. Poir. Enc. Suppl. IV. 146. Mett. Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 225 — Lomaria Spreng. Syst. IV. 62. Presl, Tent. 142. Hook. Sp. Fil. III. 9, tab. 146. Hook. Bak. Syn. 178. Fée, Mém. XI. 11. Lyell, Geogr. Handb. 137, 155, 200. — Spicanta Presl, Epim. 115.

Onoclea attenuata Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 73; Syn. Fil. 112, 308. Poir. Enc. Suppl. II. 148.

Lomaria attenuata Willd. Sp. Pl. V. 290. Spreng. Syst. IV. 62. Link, Hort. Berol. II. 84; Fil. Spec. 76. Presl, Tent. 143. Bojer, Hort. Maur. 406. Kze. Linnaea XVIII. 116. Pappe et Raws. Syn. 28. Hook. Sp. Fil. III. 6. Hook. Bak. Syn. 176. Griseb. Fl. of brit. West. Isl. 673. Lowe, Ferns IV. 64. Fée, Gen. Fil. 68, tab. 5 B, fig. 6. Lyell, Geogr. Handb. 84, 91, 102, 114, 137, 155, 174, 200. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 415.

Lomaria Meridense Klotzsch, Linn. XX. 345. (t. Hook.)

Lomaria gigantea Kaulf. En. Fil. 150. Spreng. Syst. IV. 62. Hook. Sp. Fil. III. 10. — Blechnum Schldl. Adumbr. 36.

Lomaria circinnata Bojer, Hort. Maur. 406.

Lomaria hamata Kaulf. En. Fil. 150. Spreng. Syst. IV. 62.

Lomaria heterophylla Desv. Berl. Mag. V. 330. Spreng. Syst. IV. 65. Presl, Tent. 143. Kze. Linn. X. 506. Pappe et Raws. Syn. 27. Fée, Gen. Fil. 68. Ettingsh. Farnkr. 126, tab. 79, f. 5, 10, 11. — Blechnum Schldl. Adumbr. 37, tab. 20, 22, f. 1. Ettingsh. Beitr. II. 27.

Lomaria decipiens Pappe et Raws. Syn. 29.

Lomaria acuminata Desv. Berl. Mag. V. 326. Spreng. Syst. IV. 63.

Lomaria fragilis Liebm. Fil. Mex. 80. (t. Hook.) ?

Lomaria decrescens Fée, Mém. VIII. 24, tab. 9, fig. 1.

Lomaria pteropus Kze. Farnkr. I, 97, tab. 46. Hook. Sp. Fil. II. 7.

Acrostichum heterophyllum Raddi, Fil. Bras. 5, tab. 17. (t. Bak. l. c.)

Viti-Inseln. Ovalau: Brackenridge! Milne! Seemann no. 796!

Ich habe diese Art unter Graeffe's Farnen nicht vorgefunden und stütze mich daher nur auf Hooker und Seemann.

Verbr. Tropisches Afrika, Cap, Madagascar, Mauritius, Bourbon. Tropisches Amerika.

65. Blechnum lanceolatum Sturm.

Sturm, Fil. Chil. 25. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 575.

Lomaria lanceolata Spreng. Syst. IV. 62. Fée, Gen. Fil. 68. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 363. Hook. Icon. Plant. V. tab. 429. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 29; Flora of Tasm. II. 143; Flora Antarct. I. 110. Hook. Sp. Fil. III, 11. Hook. Bak. Syn. 177. Lowe, Ferns IV. tab. 61. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 167. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 71, 81, 91, 200. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 146.

Stegania lanceolata R. Br. Prodr. 152. Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 11. A. Rich. Voy. de l'Astrolabe 86.

Lomaria L'Herminieri Bory msc. Kze. Farnkr. I. 173, tab. 73. Hook. Sp. Fil. III. 9. Hook. Bak. Syn. 176. Lyell, Geogr. Handb. 137, 155, 184, 200. Fée, Gen. Fil. 68, tab. 1, B, fig. 4; Mém. XI. 10. Lowe, Ferns IV. tab. 63. — Blechnum Mett. Fil. H. Lips. 64, tab. 4, f. 13, 14. Klotzsch, Linn. XX. 344.

Lomaria obtusata Labill. Sert. Austr. Cal. 4, tab. 6. Spreng. Syst. IV. 63. Fée, Gen. Fil. 68. Hook. Bak. Syn. 178. Lyell, Geogr. Handb. 71, 200. — Blechnum Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 68. Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 574.

Blechnum attenuatum Mett. Fil. Hort. Lips. 64, tab. III. f. 1—6.

Lomaria doodioides Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 124, t. spec. orig. Hook. Sp. Fil. III. 18.

? Lomaria aspera Klotzsch, Linn. XX. 344. Hook. Sp. Fil. III. 13, tab. 144. Hook. Bak. Syn. 177. Lyell, l. c. 184, 200. — Blechnum Sturm, Fil. Chil. 22. Metten. Fil. Lechl. II. 16.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 80!

Verbr. Neuholland, Tasmanien, Neuseeland, Polynesien, trop. Amerika von Westindien bis Chile.

66. Blechnum vuleanicum Kuhn.

Kuhn in Miq. Ann. M B. Lugd. Bat. IV. 284.

Lomaria vulcanica Bl. En. Fil. Jav. 202. Kze. Bot. Zeit. VI. 143. Hook. Icon. Plant. X. tab. 969. Hook. fil. Flora of New Zeal. II. 29; Flora of Tasm. II. 143; Handb. N. Z. Fl. 367. Hook. Sp. Fil. III. 12. Hook. Bak. Syn. 176. Lyell, Handb. 54, 84, 91, 200.

Lomaria deltoides et deflexa Colenso in Tasm. Phil. Journ. et L. muraria Col. msc. (t. Hook.)

Lomaria villosa Fée, Gen. Fil. 68.

Lomaria pilosa Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 125, tab. 15, t. spec. orig.

Lomaria barbata Kze. herb. t. spec. orig.

Viti-Inseln. Ovalau; montane Region, M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 115, 496! — Brackenridge! Milne!

Verbr. Java, Tasmanien, Neuseeland.

var. lobata: Unterstes, steriles Fiederpaar wenig oder nicht nach abwärts gerichtet, sein unterer Rand in halber Fiederlänge meist stark (bis auf das Doppelte) verbreitert und bis auf die Costa in oblong-lanzettliche, stumpfe, ganzrandige Lappen getheilt. Auch am zweiten Fiederpaare finden sich am unteren Rande oft, jedoch weniger tief gehende, Lappen.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe unter no. 102!

var. gigantea: Blätter ohne Blattstiel (dieser an den mir vorliegenden Exemplaren unvollständig) 40—60 Cmtr. und darüber lang, bis 40 Cmtr. breit. Fertile und sterile Blätter von denselben Dimensionen. Blattstiel, Rhachis und Nerven kahl oder behaart. Sterile Fiedern zahlreich, gegenständig, lineal-lanzettlich, lang zugespitzt, die unteren mit herzförmig gelappter Basis sitzend die mittleren und oberen an der Basis meist stark verbreitert, alle meistens sichelförmig, oft sehr stark, nach unten gebogen, das untere Paar zurückgeschlagen, seltener alle senkrecht oder sehr wenig schräg aufwärts abstehend.

Samoa-Inseln. Upolu; montane Region, M. Tofua: Graeffe no. 344! Savai, montane Region: Graeffe no. 239, 254!

Kunze's Lomaria barbata ist eine kleine, monströse Form der L. vuleanica Bl. Die Blätter (2) sind im Ganzen nur 4—5″ lang, an der Basis (die 1 od. 2 untersten Fiederpaare) steril, der grösste

obere Theil fertil; die Fiedern sind verkürzt, schmal, sichelförmig gekrümmt, entweder der ganzen Länge nach fertil oder nur die Spitze fructificirend und dann die Basis verbreitert; die sterilen Fiedern breiter wie die übrigen, aber ebenfalls kurz, etwa $1^1/_2$″ lang, an der Spitze stark verschmälert, wie bei den normalen Blättern nach unten gebogen. Rhachis stark und lang bärtig, Costa und Nerven schwächer lang und bräunlich behaart.

67. Blechnum procerum Sw.

Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 290; Syn. Fil. 115. Labill. Fl. Nov. Holl. II. 97, tab. 247. Willd. Sp. Pl. V. 415. Mett. Ann. sc. nat. ser. IV. vol. XV. 69 Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 574.

Osmunda procera Forst. Prodr. no. 414. — Onoclea Spreng. in Schrad. Journ. III. 267. — Asplenium Bernh. in Act. Acad. Erf. 1802, pag. 16, lab. 1, f. 1. — Stegania R. Br. Prodr. 153. A. Rich. Voy. de l'Astrolabe 86, tab. 13. — Lomaria Spreng. Syst. IV. 65. Desv. Ann. Linn. VI. 289. Hombr. et Jacq. Voy. au pol sud, Crypt. tab. 2 E. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zeal. in Hk. Comp. Bot. Mag. II. 363. Hook. fil. Flora Antarct. I. 140; Flora of New Zeal. II. 27, tab. 57; Flora of Tasm. II. 142. Moore, Index Fil. Gen. XXIV. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 167. Fée, Gen. Fil. 68. Hook. Sp. Fil. III. 22; Icon. Plant. V. tab. 427, 428. Hook. Bak. Syn. Fil. 179. Hook. Gard. Ferns, tab. 53. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 54, 71, 82, 91, 114, 137, 155, 174, 184, 200. — Parablechnum Presl, Epim. 109.

Stegania minor R. Br. Prodr. 153. Spreng. Syst. IV. 65. Presl, Tent. 143. — Lomaria Desv. Ettingsh. Farnkr. 123, tab. 77, f. 2, tab. 80, f. 8.

Osmunda capensis L. Sp. Pl. 7760. Lam. Encycl. IV. 656. — Onoclea Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 73; Syn. Fil. 111. Thunbg. Prodr. 171; Flor. Cap. 731. — Lomaria Willd. Sp. Pl. V. 291. Poir. Enc. Suppl. IV. 146. Spreng. Syst. IV. 64. Kze. Linnaea X. 505. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 127. Presl, Tent. 143. Pappe et Raws. Syn. 27. Hook. Sp. Fil. III. 22. Lowe, Ferns IV. tab. 59, 60. Fée, Gen. Fil. 68. Gaud. Freyc. Voy. 399. Ettingsh. Farnkr. 120, tab. 77, f. 3, 9, 10. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 117, tab. 27, fig. 6, 7 et tab. 44, f. 3.

Blechnum capense Schldl. Adumbr. 34, tab. 18. Mett. Fil. Hort. Lips. 65, tab. IV. fig. 21, 22. Kuhn, Fil. Afric. 91.

Lomaria cordata Desv. msc. (t. Kuhn.)

Lomaria latifolia Col. in Tasm. Phil. Journ. (t. Hook.)

Lomaria Gilliesii Hook. et Grev. Icon. Fil. II. tab. 207. Link, Fil. Spec. 76. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 167. Fée, Gen. Fil. 68. Presl, Tent. 143. Lowe, Ferns IV, tab. 54. — Blechnum Mett. Fil. Hort. Lips. 64, tab. IV. fig. 13—17. Sturm, Fil. Chil. 24. — Orthogramma Presl, Epim. 121.

Lomaria chilensis Kaulf. En. Fil. 154. Colla, Pl. rar. 45. Gay, Hist. VI. 480. Presl, Tent. 143. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 167. Kze. Linnaea IX.

59. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 460. Fée, Gen. Fil. 68. Ettingsh. Farnkr. 122, tab. 77, f. 4. Spr. Syst. IV. 65. — Blechnum Mett. Fil. Lechl. I. 14. Sturm. Fil. Chil. 23. Ettingsh. Beitr. II. 22.

Blechnum stenophyllum Mett. Fil. H. Lips. 64, tab. 3, fig. 10, 11; Fil. Lechl. I. 14. — Lomaria Kl. Linnaea XX. 346.

Lomaria ornifolia Presl, Rel. Haenk. I. 51; Tent. 143. Spreng. Syst. IV. 64. Kze. Linnaea IX. 59. Ettingsh. Farnkr. 122, tab. 77, f. 7. — Blechnum ornifolium Ettingsh. Beitr. II. 25, tab. 8, fig. 7.

Lomaria vestita Bl. En. Fil. Jav. 203. Kze. Bot. Zeit. VI. 143. J. Sm. in Hook. Journ. III. 406. Fée, Gen. Fil. 68. — Blechnum Kuhn in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 284.

Lomaria pyrophila Bl. En. Fil. Jav. 204. Presl, Tent. 143.

Lomaria rotundifolia Reinw. msc. Bl. En. Fil. Jav. 204.

Lomaria danaeacea Kze. Linnaea XVIII. 326 t. spec. orig. Liebm. Fil. Mex. 82.

Lomaria longifolia Schldl. Mart. et Gal. Fil. Mex. 49. Fée, Gen. Fil. 68; Foug. Mex. 4.

Lomaria spectabilis Liebm. Fil. Mex. 83. (t. Hook.)

Lomaria Schiedeana Presl, Tent. 143.

Lomaria arboreseens Kl. et Karst. Linn. XX. 347.

Lomaria brasiliensis Raddi, Fil. Bras. 50, tab. 72. Presl, Tent. 143. Fee, Crypt. vasc. du Brésil 21.

Lomaria striata Willd. Sp. Pl. V. 291. Spreng. Syst. IV. 64. Presl, Tent. 143. J. Sm. in Bot. of the Herald 235. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 21. — Onoclea Sw. Syn. Fil. 304, 402.

Lomaria lineata Willd. Sp. Pl. V. 290. Spreng.Syst. IV. 64. Presl, Tent. 143. — Onoclea Sw. Fl. Ind. occid. 1583; Syn. Fil. 111. — Osmunda Sw. Prodr. 127.

Lomaria alta Heward t. spec. in hb. Kze. ex Nov. Zeland.

Lomaria Regnelliana Kze. Linnaea XX. 576, t. spec. Hook. Sp. Fil. III. 35. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 21.

? Lomaria Ryani Klf. En. Fil. 155. Kze. Anal. Pter. 18, tab. 12. Spreng. Syst. IV. 64.

Blechnum laevigatum Cav. Demonstr. 1801, no. 650. Sw. Syn. Fil. 115. Willd. Sp. Pl. V. 413. Spreng. Syst. IV. 93. R. Br. Prodr. 152. Desv. Ann. Linn. VI. 284. Kze. Linn. XXIII. 239. Moore, Ind. Fil. Spec. 198. Hook. Sp. Fil. III. 55, tab. 160. Hook. Bak. Syn. 186. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 82, 201. Ettingsh. Farnkr. 119, tab. 78, f. 9, 15, tab. 79, f. 9; Beitr. II. 26, tab. 8, f. 2. — Orthogramma Presl, Epim. 121.

Lomaria scabra Kaulf. Sieb. Syn. Fil. no. 107 et Sieb. Fl. mixta no. 243.

Blechnum ambiguum Kaulf. Sieb. Syn. Fil. 105, 106. Presl, Tent. 103. — Lomaria Fée, Gen. Fil. 68. — Parablechnum Presl, Epim. 109.

Samoa-Inseln: Powell no. 91!

Verbr. Südliches Afrika, Java, Philippinen, Neuholland, Tas-

manien, Neuseeland und Nachbarinseln, Polynesien, Amerika (Mexico bis hinunter nach Chile).

Variabel, wie die meisten Farne, hat diese Art Anlass zur Zersplitterung in viele als Arten behandelte Formen gegeben. Von der kleinen Lomaria minor Col. jedoch bis zu den gigantischen Formen einer Lomaria Capensis Willd., L. arborescens Kl. et Karsten, L. lineata Willd. etc. existiren viele Uebergangsformen, nicht allein in Bezug auf die Grösse, sondern auch in Form und Textur der Fiedern, Bildung der Spreuschuppen u. s. w. Namentlich aber finden sich in Betreff der Sorusbildung so vielfache Modificationen vor, dass es schwer wird, Haupttypen unter denselben zu unterscheiden. Es seien hier daher nur die vorzüglichsten derselben, wie sie sich grösstentheils in meiner Sammlung befinden, erwähnt:

a) Blätter auf der einen Seite der Rhachis gänzlich steril, auf der anderen bald die obere oder untere Hälfte, bald die Mitte fertil. (Leipz. Garten.)

b) Blätter auf der einen Seite gänzlich steril, auf der anderen sämmtliche Fiedern fertil. (Leipz. Garten. Neuholland, Neuseeland.)

c) Blätter ähnlich wie bei Osmunda regalis u. A. an der Spitze fertil, die untere Hälfte oder mehr steril. (Neuholland.)

d) Beiderseitige obere Fiedern nur an ihrer Spitze fertil. (Neuholland.)

e) Beiderseits der Rhachis die unteren Fiedern zur Hälfte an der Spitze fertil, allmählich in die mittleren ganz fertilen übergehend, diese in solche, welche nur an der Basis fertil sind und letztere endlich in die sterilen der Blattspitze. (Leipz. Garten.)

f) Fiedern (entweder des ganzen Blattes oder der Blattspitze) über der Mitte plötzlich zusammengezogen und die verschmälerte Spitze fertil. (Leipz. Garten.)

g) Fiedern zum grössten Theile fertil, die sterile Basis beiderseits der Costa geöhrt. (Leipziger Garten.)

h) Fiedern an der Basis wie bei g geöhrt, der mittlere Theil fertil, die spatelförmige Spitze steril.

i) Untere Fiedern nur am oberen Rande geöhrt oder mit kleinem, eiförmigen, freien Fiederblättchen daselbst, an der

Spitze fertil, allmählich in die normal fertile Blattspitze übergehend. (Leipz. Garten.)

k) Sämmtliche Fiedern fertil, weiter aus einander gerückt, an der Basis am unteren Rande mit einem linealen, abstehenden, bis zu 3 Centim. langen Oehrchen, oder statt dessen mit freiem fertilen Fiederblättchen; gigantische Form aus Neuholland.

l) Wie k, aber die Fiedern, besonders in der unteren Blatthälfte beiderseits geöhrt. (Neuholland.)

m) Wie k, aber die Fiedern dichter beisammen und daher jedes Oehrchen die Basis der nächst unteren Fieder von der Oberseite deckend. (Neuholland.)

In Bezug auf die Ausbildung des Sorus nach dem Typus von Eublechnum oder Lomaria liegen mir folgende Formen vor:

n) Sämmtliche Fiedern der fertilen Blätter von den sterilen in Form und Grösse kaum oder garnicht unterscheidbar, die beiden Sori wie bei Eublechnum dicht beiderseits an der Costa. So Blätter von Lomaria pachysorum Kze. (Funk et Schlim no. 1008), Lomaria arborescens Kl. et Karsten, beide aus Südamerika im Herbarium Kunze's. Blechnum laevigatum Cav. (B. ambiguum Kaulf.) ist meines Erachtens eine solche Form. Ich besitze Exemplare aus Neuholland, die im Typus genau den Kaulfuss'schen Originalen in Sieber's Syn. Fil. no. 105 und 106 gleichen, von denen aus sich aber Uebergänge mit lomarioider Ausbildung der Fiedern finden, die dann von kleinen fertilen Blättern des Blechnum procerum nicht zu unterscheiden sind.

o) Ein der Form m angehörendes Blatt der Lomaria scabra Kaulf. (Sieber's Syn. Fil. no. 107, Flora mixta no. 243). Dasselbe zeigt die untersten Fiedern völlig einer Lomaria entsprechend und von diesen aus ganz allmählich und in ausgezeichnetster Weise den Uebergang zu den oberen Fiedern, welche vollkommen blechnoid ausgebildet sind. Die Spitzen der Fiedern sind, besonders in der oberen Blatthälfte, spatelförmig und steril, wie bei der Form h, und hier divergiren die Sori auf eine kurze Strecke. (Neuholland.)

p) Ein zum grössten Theile steriles Blatt der Lomaria capensis des Leipziger Gartens besitzt auf der einen Seite einige fertile Fiedern, deren mittlere normal lomarioid ausgebildet sind, über und unter sich aber einige Fiedern zeigen, welche den sterilen an Breite fast gleichkommen, den unvollständig entwickelten Sorus jedoch nicht beiderseits dicht neben der Costa, sondern von dieser weit entfernt kurz vor dem Blattrande zeigen, grade entgegengesetzt den unter n und o erwähnten Formen.

Endlich sei noch einer Form

q) des sterilen Blattes hier gedacht, die von Drege am Cap gesammelt wurde (L. capensis var. luxurians Kze.), und deren Fiedern fast sämmtlich an der Spitze ein- oder zweimal gegabelt sind.

68. Blechnum reptans Lssn.

Osmunda reptans Banks et Soland. Forst. Prodr. no. 572.

Lomaria filiformis A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 363. Hook. Sp. Fil. III. 33, tab. 149. Ettingsh. Farnkr. 121, tab. 73, fig. 7. Hook. Bak. Syn. 180. Lyell, Geogr. Handb. of Ferns 83, 91, 200. — Blechnum Ettingsh. Beitr. II. 21, tab. 6, fig. 5.

Lomaria propinqua A. Cunn. l. c. 364.

Lomaria pimpinellifolia Hook. fil. in Lond. Journ. of Bot. III. 412.

Stenochlaena heteromorpha J. Sm. in Hook. Journ. IV. 149. Hook. fil. Flora of New Zeal. II. 46. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 77.

Stenochlaena Feejeensis Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 78, tab. 11, f. spec. orig.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Verbr. Neuseeland.

Das Rhizom klimmt nach Brackenridge's Beobachtungen an den Bäumen bis zu einer Höhe von 20—30 Fuss empor.

14. Woodwardia Sm.

69. Woodwardia media Fée.

Fée, Gen. Fil. 207. Moore, Ind. Fil. Gen. XLV.

Doodya media R. Br. Prodr. Nov. Holl. 151. Kze. Linn. XXIII. 252. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 469. Hook. Sp. Fil. III. 74. Hook. Bak. Syn. 190. Lyell, Geogr. Handb. 71, 83, 91, 201.

Woodwardia lunulata Mett. Fil. Hort. Bot. Lips. 66; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 71. Fée, Gen. Fil. 207.

Doodya Kunthiana Gaud. in Freyc. Voy. 401, tab. 14. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Bot. Mag. Comp. II. 365. Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 11. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 74 et 107. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 169. Pr. Tent. 99. — Woodwardia Kunthiana Fée, Gen. Fil. 207.

? Doodya connexa Kze. Fil. I. 11, tab. 6. Hook. Sp. Fil. III. 75. — Woodwardia Fée, Gen. Fil. 207.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 31! Daemel no. 51! Milne! Viti Levu: Graeffe (no. 15 in Seem. Journ. l. c. — Doodya connexa Kze.)!

Verbr. Neuholland, Neuseeland, Polynesien.

Es ist mir nicht sehr unwahrscheinlich, dass auch Woodwardia dives Mett. (Doodya Kze.) hierher gezogen werden könnte, wenigstens mit demselben Rechte, wie die von Hooker l. c. mit Woodwardia media vereinigte Doodya connexa Kze. Wie in vielen Gattungen, so scheinen auch in dieser in der Doodya-Gruppe die Arten nur auf dem Papiere, jedoch nicht in der Natur zu existiren. Hooker fil. vereinigt gar in der Flora of New Zealand II. pag. 37 die Doodya Kunthiana sammt Doodya aspera R. Br. mit der Doodya caudata RBr. (Siehe auch dessen Flora of Tasmania II. 147.), und ich bin sehr im Zweifel, ob die von Graeffe und Daemel gesammelten Pflanzen der oben genannten Art oder der nach Hooker nur auf Java und Ceylon vorkommenden Woodwardia dives Mett. angehören. Die angegebenen Unterschiede beider Arten sind sehr variabel, und besonders scheint mir auch das auf die oberen, mit der Basis zusammenfliessenden Fiedern des Blattes bezügliche Merkmal, welches Hooker so sehr betont, durchaus nicht stichhaltig. In Bezug auf die Form und Fertilität zeigen die Graeffe'schen Pflanzen, sowie auch die von Daemel gesammelten, drei Haupttypen, die jedoch durch Uebergänge verbunden sind:

1) Sterile Blätter. 2) Fertile Blätter, welche mit den sterilen gleiche Form der Fiedern und gleiche Grösse haben. 3) Fertile Blätter von doppelter bis dreifacher Länge, wie die sterilen und mit bedeutend schmäleren, weiter von einander entfernt stehenden, bald alternirenden, bald opponirten Fiedern. Dazwischen finden sich fertile Blätter, welche mit der 2. Form die Gestalt der Fiedern gemein haben, jedoch bedeutend länger sind, sowie

solche, die von dieser Form aus Uebergänge zu den schmalfiederigen fertilen Blättern zeigen. Was die Zahl der Sorusreihen betrifft, so wechselt dieselbe mannigfach zwischen 1 und 2 auf jeder Seite der Costa. Eine einzige Sorusreihe zeigt namentlich die unter 2 erwähnte Blattform, während die übrigen Formen mehr constant, wenigstens im grössten Theile der Fiedern, jederseits der Costa 2, im Ganzen also 4 Sorusreihen besitzen.

Druck von Breitkopf und Härtel in Leipzig.

BRITISH MUSEUM NATURAL HISTORY

II.

Filices Graeffeanae.

Beitrag zur Kenntniss der Farnflora der

Viti-, Samoa-, Tonga- und Ellice's Inseln.

Von

Dr. Chr. Luerssen.

II. Abtheilung.

---

15. Asplenium L.

Die von Mettenius in seiner VI. Abhandlung über einige Farngattungen (Abhandl. der Senkenberg'schen Naturf. Gesellsch. zu Frankfurt a. M. Bd. III. 1859.) versuchte Eintheilung der Gattung Asplenium, welche in mancher Hinsicht doch nicht naturgemäss durchführbar sein dürfte, ist von Milde zuerst in der botanischen Zeitung 1866, Nro. 48, dann in seinen »Filices Europae et Atlantidis« (1867 — pag. 48 ff.) und später in der Botanischen Zeitung 1870, Nro. 28 und 29 (Ueber Athyrium, Asplenium und Verwandte), durch eine andere ersetzt worden, welche, auf Bau der Spreuschuppen und Gefässbündel basirt, Asplenium in die Gattungen Asplenium und Athyrium trennt, nachdem schon vorher Mettenius einige Arten mit gegliedert dem Rhizom eingefügten Blättern als Micropodium abgeschieden hatte (Miq. Ann. Mus. bot. Lugd. Bat.. II. 232). Asplenium umfasst bei Milde die Untergattungen Thamnopteris, Asplenidictyum und Euasplenium; die Gattung Athyrium wird gebildet von Euathyrium, Diplazium, Callipteris und Hemidictyum. Asplenium wird charakterisirt durch: »Paleae clathratae. In petiolo fasciculus centralis solitarius v. duo discreti ovales vel oblongi semilunares, denique in solitarium tri-quadricrurem centralem conjuncti«; Athyrium mit: »Paleae cystopteroideae. In petiolo fasciculi duo peripherici oblongi-lineares, demum in solitarium hippocrepicum conjuncti.«

Ich habe von dem mir lebend zu Gebote stehenden Material eine Reihe von Arten hierauf untersucht und im Wesentlichen die Angaben Milde's bestätigt gefunden, doch hie und da auch Andeutungen zu Uebergängen bemerkt. Da jedoch meine Untersuchungen bis jetzt über eine gewisse Grenze nicht hinausgekommen sind, so enthalte ich mich vorläufig jedes Urtheils, auf die citirten Arbeiten Milde's verweisend, und gebe die hier in Betracht kommenden Arten in der Reihenfolge von Hooker's und Baker's Synopsis, ohne dieselbe dadurch als besonders gelungen hinstellen zu wollen.

70. Asplenium Nidus L.

Linn. Sp. Pl. 7830. Cavan. Demonstr. 254, no. 625. Forst. Prodr. no. 425. Lam. Ene. II. 303. Breyn. Cent. tab. 99. Sw. Syn. Fil. 74; Schrad. Journ. 1800, II. 49. Willd. Spec. Pl. V. 303. Gaud. in Freyc. Voy. 313. Bory, Dup. Voy. 269. Kaulf. En. Fil. 164. Spreng. Syst. Veg. IV. 80. Roxb. Crypt. 34. Presl, Tent. 106, tab. 3, f. 23. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 74, 256, 312. Boj. Hort. Maur. 394. Goldm. in Nov. Act. XIX, Suppl. I. 461. Lowe, Ferns V. tab. 15 A. Mett. Fil. Hort. Lips. 71; Asplen. no. 1; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 72. Wall. Cat. no. 198. Hook. Bot. Mag. tab. 3101. Benth. Fl. Hongk. 450. Thwait. Ceyl. 383. Hook. Sp. Fil. III. 77. Hook. et Bak. Syn. 190. Kuhn, Fil. Afric. 108; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 575. Mett. in Miq. Ann. M. Bot. II. 233. Miq. Ann. M. B. IV. 163. Lyell, Geogr. Handb. 14, 24, 37, 54, 71, 83, 91, 102, 201. Kze. Bot. Zeit. VI. 523; Linn. XXIII. 236. Presl, Rel. Haenk. I. 40. Moritzi Verz. 112. Bl. En. Fil. Jav. 173. Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 9. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 150. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 197.

Thamnopteris Nidus Pr. Epim. bot. 68. Moore, Index Fil. Gen. L, tab. XXXVII, B.

Neottopteris Nidus J. Sm. Hk. Gen. Fil. tab. 113 B. Fée, Gen. Fil. 203. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 175. J. Sm. Bot. of the Herald 342, 427.

Neottopteris vulgaris J. Sm. in Hook. Journ. III. 409; IV. 176.

Thamnopteris Mauritiana Pr. Epim. 68. — Neottopteris Fée, Gen. Fil. 203.

Asplenium australasicum Hook. Fil. Exot. tab. 88. Hook. Sp. Fil. III. 79. Mett. Asplenium no. 2. — Neottopteris Sm. Cat. Fil. 49.

Asplenium musaefolium Mett. Aspl. no. 3. Hook. Sp. Fil. III. 78. — Thamnopteris Pr. Epim. 68. Moore, Index Fil. Gen. L. — Neottopteris J. Sm. in Hook. Journ. III. 409; IV. 176.

Neottopteris stenocarpa, rigida et elliptica Fée, Gen. Fil. 203.

Asplenium ficifolium Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 461, t. Mett. l. c.

Asplenium simplex Metten. Asplen. no. 5. (non Bl.)

Asplenium Phyllitidis Don, Prodr. 7. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 462. Metten. Asplen. no. 6. Hook. Sp. Fil. III. 80. (excl. syn. A. simplex

Bl.) Ettingsh. Beiträge II. 33; Farnkr. 134, tab. 80, f. 13. — Thamnopteris Pr. Epim. 68. Moore, Index Fil. Gen. L. — Neottopteris J. Sm. in Hook. Journ. III. 409; IV. 176. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 176. Fée, Gen. Fil. 203.

Thamnopteris orientalis Pr. Epim. 69. — Neottopteris Fée, Gen. Fil. 203.

Asplenium Zollingeri Kze. herb. (Zolling. no. 995 als A. Nidus L.)

? Asplenium paehyphyllum Kze. Bot. Zeit. VI. 146. Mett. Asplen. no. 7. Hook. Sp. Fil. III. 79. — Thamnopteris Pr. Epim. 69. — Neottopteris Fée, Gen. Fil. 203.

? Asplenium Simonsianum Hook. Je. Pl. X. tab. 925. Hook. Sp. Fil. III. 81. Hook. Bak. Syn. 191. Metten. Asplen. no. 4, b. Lyell, Geogr. Handb. 24, 201. — Thamnopteris Moore, Ind. Fil. Gen. L. Bedd. Ferns of brit. Ind. II. tab. 248.

? Asplenium Grevillei Wall. Cat. no. 1036. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 228. Hook. Sp. Fil. III. 80. Hook. Bak. Syn. 191. Metten. Asplen. no. 4. Lyell, Geogr. Handb. 24, 54, 201. — Thamnopteris Moore, Ind. Fil. Gen. L. Bedd. Ferns of brit. Ind. I, tab. 66.

Viti-Inseln. Ovalau: »Pseudoparasitisch an alten Bäumen; zuweilen sieht man jedoch in sehr feuchten (Gebirgs-) Waldungen diesen Farn in jungen Stämmen aufkeimen und, diese tödtend, zuletzt als falsche Krone auf der Spitze derselben residiren«: Graeffe no. 82, 88! — Milne! Seemann no. 812!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 297, 308! Tutuila: Graeffe no. 407! — Powell no. 146! (Scem. Journ. VI. l. c.) Auf den Samoa-Inseln ist nach Powell (l. c. 347) der einheimische Name dieses Farn (zusammen mit dem einiger anderer Arten) »Laugāpāp'ā« oder auch Laumapāpā«.

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 533!

Ellice's Inseln. Vaitupu: Graeffe no. 568!

Verbr. Oestliches tropisches Afrika und Nachbarinseln, Vorder- und Hinterindien, China, Japan, Sundainseln, Philippinen, Neuholland, Polynesien.

Die früher als Arten unterschiedenen Formen dieser Art haben kaum den Werth von Varietäten, so schwankend sind die Merkmale, welche als unterscheidend gewöhnlich angeführt werden. Mettenius, der in seiner Arbeit über Asplenium noch die alten Grundsätze festhielt, hat in Miquel's Annalen offenbar das richtige Princip geltend gemacht, und seinen an letzterem Orte vereinigten Formen sind höchst wahrscheinlich auch noch Asplenium pachyphyllum Kze., A. Simonsianum Hook. und A. Grevillei Wall. als drei weitere Formen hinzuzufügen. Form, Grösse

und Textur des Blattes wechseln sehr, erstere beide an einer und derselben Pflanze, ebenso auch namentlich die Gestalt der Blattbasis und die Länge des Blattstieles. Die Costa ist auf der Unterseite bald halbrund, bald verflacht, bald kielförmig, der Kiel bald auf eine halbrunde Mittelrippe aufgesetzt und jederseits dann durch eine schwache Furche begrenzt, bald von der Blattfläche aus scharf oder sehr schwach gerundet dreikantig (so z. Bsp. bei sämmtlichen im Leipziger Garten cultivirten Exemplaren). Sehr variabel ist ferner die Entfernung der Nerven von einander, die Grösse des Winkels, unter dem sie aus der Mittelrippe entspringen (dieser ist häufig im unteren Theile des Blattes ein viel spitzerer, als oben), und die Vertheilung der Sori auf die Nervenäste. Vielfache Modificationen zeigt die Ausdehnung der Sori über die Blattbreite, ihre Entfernung von Costa und Blattrand, früher ein wichtiges Artmerkmal, sodann ihr Vorkommen im mehr oberen Theile des Blattes oder auf der ganzen Unterseite; ja, die einzelnen Diagnosen widersprechen hierin einander sogar. Genug, Gründe, die aufgeführten Formen genügend als Varietäten oder gar als Arten zu unterscheiden, finde ich bis jetzt nicht.

71. Asplenium amboinense Willd.

Willd. Sp. Pl. V. 303. Poir. Enc. Suppl. II. 502. Presl, Tent. 106. Moore, Ind. Fil. Spec. 112. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 147, tab. 19, f. 2. (t. spec.) Mett. Asplen. no. 15. Hook. Spec. Fil. III. 86. Hook. Bak. Syn. 192. (Unter A. Sundense Bl.) Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 575. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 233. Miq. Ann. M. B. IV. 163.

Asplenium taeniosum Kze. Bot. Zeit. VI. 145. (t. spec. orig.) — Thamnopteris Presl, Epim. 69. — Neottopteris Fée, Gen. Fil. 203.

Asplenium simplex Bl. En. Fil. Jav. 174 (t. Mett. non Mett. Asplen. no. 5.).

Viti-Inseln. Ovalau, montane Waldregion: Graeffe no. 65, 130, 200! Mt. Tana-lailai, 2000′ üb. M. daselbst: Graeffe no. 106! — Brackenridge! Milne no. 291!

var. media. Besitzt Blattform, Nervatur, Textur und Sori der typischen Form, aber den langen Blattstiel der folgenden Varietät. Kleine, zierliche Form.

Viti-Inseln. Ovalau, an alten Baumstämmen: Graeffe no. 10!

var. Feejeense. — Asplenium Feejeense Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 147, tab. 19, fig. 1. Metten. Asplen. no. 16. Hook. Sp. Fil. III. 87. Moore, Index Fil. Spec. 129. Hook. Bak. Syn. 192. Lyell, Geogr. Handb. 91, 202.

Unterscheidet sich von der typischen Form durch den sehr langen Blattstiel, von dieser und der var. media durch die dünnere Textur des bedeutend grösseren Blattes, und die weiter (über das Doppelte) von einander entfernten Nerven und Sori.

Viti-Inseln: Brackenridge! — Seemann no. 813? (Asplenium vittaeforme J. Sm. Bonplandia IX, 262.)

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 241! Upolu: Graeffe no. 355! — Powell no. 72, a! Brackenridge!

Verbreitung: Amboina, Java, Sumatra, Neue Hebriden.

Die vorliegende Art ist fast in jeder Beziehung ebenso variabel, wie Asplenium Nidus. Graeffe's Nummern 106, 130 u. 200 stimmen genau mit den von Brackenridge auf den Vitiinseln gesammelten Exemplaren von A. amboinense Willd., die Nummern 241 und 355 dagegen mit den Originalen des Asplenium Feejeense Brack. überein. Letztere Form unterscheidet sich von ersterer stets durch die viel bedeutendere Grösse, die dünnere Textur des auch nach dem Trocknen grün bleibenden Blattes, den sehr langen Blattstiel (bis 30 Cmtr.) und die weiter (um das Doppelte) von einander entfernten Nerven und Nervenäste, in Folge dessen natürlich auch die Sori weiter aus einander stehen. Bei Asplenium amboinense Willd. dagegen ist das kürzere Blatt nach dem Trocknen stets braun, der Blattstiel sehr kurz (bis 3 Cmtr.), die allmählich und meistens lang verschmälerte Blattbasis verläuft entweder ganz allmählich in denselben oder ist plötzlich, meist schief, abgestutzt und Nerven und Sori stehen sehr dicht. Kunze's Asplenium taeniosum hat ganz und gar die Blattform des typischen A. amboinense, nähert sich aber in der Nervatur der Form des A. Feejeense Brack. Exemplare von Graeffe's Nro. 65 stimmen genau mit den Originalen von Asplenium taeniosum Kze. überein. Das vollkommene Mittelglied zwischen A. amboinense Willd. und A. Feejeense Brack. jedoch bilden die zierlichen Exemplare der Nro. 40 Graeffe's mit ihrem dünnen, schlanken, weit kriechenden Rhizome, den schmal lanzettlichen, entfernter stehenden Blättern, welche allmählich an der Basis in den langen, dünnen Blattstiel

verlaufen und der Färbung, Nervatur und Sorusstellung des Asplenium amboinense Willd. — An allen drei Formen proliferirt sehr häufig die Blattspitze, sowie auch bei A. Feejeense Brack. der Blattrand, namentlich an der Spitze des Blattes, oft stärker oder schwächer gesägt ist. — Micropodium sundense Mett. (Asplenium Bl. — A. subserratum Mett. A. decipiens Zipp. A. vittaeforme Cav.) unterscheidet sich nach den Angaben von Mettenius (Miq. Ann. M. B. II. 232.) und Kuhn (Fil. Nov. Hebrid. l. c.) durch den gegliederten Blattstiel. Hooker und Baker (Synops. 192) vereinigen diese Art mit Asplenium amboinense Willd. Ich kenne nur Fragmente derselben aus dem Herbarium Kunze's, die allerdings mit Asplenium Feejeense Brack. im Habitus etc. des Blattes völlig übereinstimmen. — Ob Asplenium scolopendrioides J. Sm. Hook. Journ. III. 408 (Hook. Jc. Pl. X. tab. 930; Sp. Fil. III. 84. Hook. Bak. Syn. 192. Metten. Asplen. no. 11.) von Asplenium amboinense Willd. specifisch verschieden ist, ist sehr zweifelhaft. Ich kenne die Art nur aus der citirten Abbildung, möchte aber auf die Bildung des »indusium subgeminatum, superius nerviforme« hier nicht mehr Werth legen, als auf die sogenannten »striae recurrentes« bei Angiopteris evecta Hoffm.

72. Asplenium multilineatum Hook.

Hook. Sp. Fil. III. 102, tab. 183. Hook. Bak. Syn. Fil. 199. Lyell, Geogr. Handb. 91, 202.

Asplenium distans Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 155. (t. fragm. origin.) Mett. Aspl. no. 29, b.

Asplenium remotum Moore, Index Fil. Spec. 160, ex syn.

Viti-Inseln. Ovalau, Gebirge hinter Lefuka, 3000′ üb. M.: Graeffe no. 112! — Milne!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 243! Upolu, montane Region: Graeffe no. 359! — Brackenridge! Powell no. 92!

var. bipinnatifida. Nur die unteren, oder die unteren und mittleren, oder fast sämmtliche Fiedern in ihrer unteren Hälfte tief fiederschnittig bis zu einer mehr oder minder breit geflügelten Rhachis. Fiederlappen oval bis eilanzettlich oder spatelförmig, am Rande mehr oder weniger gekerbt-gezähnt oder auch ganzrandig. Fiederspitze grob gekerbt, oder gesägt, oder mehr oder minder

tief eingeschnitten. Von den am meisten getheilten Formen bis zur Normalform finden sich alle denkbaren Uebergänge, so dass schliesslich nur das unterste Fiederpaar auf der einen Seite oder beiderseits einen kleinen Basallappen besitzt. Fast durchgängig besitzt diese Varietät kleinere Blätter, wie die Normalform. Oft kommen die verschiedenen Blattgestalten auf demselben Rhizome vor.

Viti-Inseln. Ovalau, im feuchten Hochwalde der montanen Region, selten: Graeffe no. 142!

Verbr. Einziges Vorkommen!

Mir liegen viele Exemplare der verschiedensten Altersstufen vor, von den grössten jedoch nur Blätter, welche mit Einschluss des Blattstieles bis 3′ Länge und darüber zeigen, und deren sterile Fiedern meistens breiter, als die fertilen sind. Das Rhizom ist 3—6 Mm. stark, weit kriechend, mit langen, braunfilzigen Wurzeln und ziemlich dicht mit schwarzbraunen, lanzett-pfriemlichen Spreuschuppen bedeckt. Letztere finden sich auch an Blattstiel und Rhachis jüngerer Blätter, während sie später überall leicht verloren gehen. Die Blätter stehen am Rhizome in zwei Reihen in bis zollweiter Entfernung von einander. Die Rhachis ist im oberen Theile des Blattes oft schmal geflügelt.

73. Asplenium emarginatum Beauv.

Beauv. Fl. d'Oware et de Benin II. 6. tab. 61. Desv. Ann. Linn. VI. 275. Poir. Enc. Suppl. II. 504. Metten. Asplen. no. 24, b. Hook. Spec. Fil. III. 100; Second Cent. of Ferns, tab. 80. Hook. Bak. Syn. 200. Moore, Ind. Fil. Spec. 127. Kuhn, Fil. Afric. 101. Lyell, Geogr. Handb. 103, 202.

Samoa-Inseln: Powell no. 72! (Seem. Journ. l. c.)

Verbr. Tropisches West-Afrika.

Mir zweifelhafte Art.

74. Asplenium vulcanicum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 176. Kze. Bot. Zeit. VI. 146. Mett. Asplen. no. 25, tab. 4, f. 2. Hook. Sp. Fil. III. 102. Hook. Bak. Syn. 201. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 234. Moore, Index Fil. Spec. 178. Miq. in Ann. M. B. IV. 164. Lyell, Geogr. Handb. 54, 91, 202.

Asplenium heterodon Kze. Linn. XXIII. 235. Mett. Fil. Hort. Lips. 72, tab. 8, f. 1—2; Asplen. no. 26. (non Bl.) Hook. Sp. Fil. III. 107 (excl. syn. Bl.).

Asplenium viviparum Bl. En. Fil. Jav. 176. Mett. Asplen. no. 27 b. Hook. Sp. Fil. III. 107.

Asplenium fraxinifolium Zipp. msc. t. Mett.

Asplenium caespitosum Bl. En. Fil. Jav. 175 (forma indivisa.). Mett. Asplen. no. 17, c.

Asplenium longipes Fée, Mém. VII. 49, tab. 16, fig. 3; Gen. Fil. 191, 195. Mett. Asplen. no. 25, b.

Viti-Inseln: ex Hook. Bak. Syn. 201.

Mir ist diese Art, mit der ohne Zweifel noch einige Verwandte vereinigt werden dürften, von den in Rede stehenden Inselgruppen nicht bekannt.

75. Asplenium oligophyllum Klf.

Kaulf. En. Fil. 166. Link, Hort. Ber. II. 58; Fil. Spec. 87. Kze. Linn. XXIII. 236. Mett. Asplen. no. 28; Fil. Hort. bot. Lips. 72; Ann. sc. nat. ser. V. vol. II. 226. Hook. Sp. Fil. III. 107. Spreng. Syst. IV. 82. Presl, Tent. 107. J. Sm. Hook. Journ. IV. 173. Moore, Index Fil. Spec. 151. Hook. Bak. Syn. 201. Ettingsh. Farnkr. 142, tab. 91, f. 10. Lyell, Geogr. Handb. 156, 175, 202. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 433. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 63.

Asplenium sumatranum Hook. Sp. Fil. III. 110, tab. 168. Hook. Bak. Syn. 199. Lyell, Geogr. Handb. 54, 91, 202.

Asplenium lineatum Wawra, Bras. 195, tab. 98. (non Sw.)

Asplenium subdecurrens Miers in herb. Sm. t. Moore.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 19! Daemel no. 57!

Verbr. Sumatra, Hinterindien, Brasilien, Venezuela, Neu-Granada.

Ich kann nach den mir vorliegenden Exemplaren die beiden hier vereinigten Arten, A. oligophyllum Klf. und A. sumatranum Hook., nicht unterscheiden. Die Graeffe'sche Pflanze zeigt alle Entwickelungsstufen der Blätter von einfachen, lanzettlichen, langgestielten bis zu solchen mit vier Fiederpaaren.

76. Asplenium tenerum Forst.

Forst. Prodr. no. 434. Sw. Syn. Fil. 78, 266. Schkuhr, Farnkr. 65, tab. 69. Willd. Sp. Pl. V. 347. Poir. Enc. Suppl. II. 506. Spreng. Syst. IV. 83. Bl. En. Fil. Jav. 181. Desv. Ann. Linn. VI. 272. Presl, Tent. 108. Fée, Gen. Fil. 191. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 74. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 149. Mett. Asplen. no. 64. Moore, Index Fil. Spec. 172. Kuhn, Fil. Afric. 117. Hook. Sp. Fil. III. 117. Hook. Bak. Syn. 201. Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 234. Miq. in Ann. M. B. IV. 164. Lyell, Geogr. Handb. 38, 55, 92, 103, 202.

Darea tenera Spreng. in Schrad. Journ. 1799, II. 269.

Asplenium terminans Kze. herb. t. spec.

Asplenium elongatum Sw. Syn. 79. Willd. Sp. Pl. V. 318. Poir. Enc. Suppl. II. 507. Presl, Tent. 107. Féc, Gen. Fil. 191. J. Sm. in Hook. Journ. III. 408. Kze. bot. Zeit. VI. 174. Mett. Asplen. no. 63. Hook. Sp. Fil. III. 117.

Asplenium caudatum Cav. Demonstr. 265, no. 632.

Asplenium productum Presl, Rel. Haenk. I. 42, tab. 8, fig. 1; Tent. 107.

var. a. acuminata Mett. Segmenta acuminata.

Asplenium Doreyi Kze. Anal. pter. 23. Féc, Gen. Fil. 191. Moore, Index Fil. Spec. 126. — Asplenium pteropus Bory, teste Kze.

var. b. lobata. Blätter derber, wie die der Normalform; untere Fiedern an der oberen Basis mit einem breit-keilförmigen, am vorderen Rande gekerbten Fiederlappen. Uebergangsform zur var. c.

var. c. laciniata Mett. in Miq. Ann. M. B. II. 234. Miq. in Ann. M. B. IV. 164. Fiedern bis zu einer schmal geflügelten Rhachis tief fiedertheilig.

Asplenium Belangeri Kze. Bot. Zeit. VI. 176; Linn. XXIII. 232. J. Sm. Cat. Fil. 45. Mett. Fil. Hort. Lips. 71; Asplen. no. 62. Lowe, Ferns V, tab. 5 A. Hook. Fil. exot. tab. 41. Hook. Sp. Fil. III. 209. Hook. Bak. Syn. 223. Lycll, Geogr. Handb. 55, 204. Ettingsh. Farnkr. 131, tab. 79, f. 14; tab. 80, f. 1. Bedd. Ferns of brit. Ind. II. tab. 287.

Darea Belangeri Bory, Bél. Voy. 51.

Asplenium decorum Kze. Bot. Zeit. VI. 176. Moore, Index Fil. Spec. 123.

Darea furcata Bl. En. Fil. Jav. 207.

Darea appendiculata Bl. En. Fil. Jav. 206.

Asplenium Veitchianum Moore, Ind. Fil. Gen. XLIX, tab. XXXVI, fig. 6; Spec. 176.

Viti-Inseln. Viti Levu; felsige, trockene Plätze: Graeffe no. 172 (var. lobata.)!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 271! Upolu, littorale Region: Graeffe no. 295, 321! — Powell no. 39!

Verbr. Fernando Po, Seychellen, Ceylon, Sundainseln, Neu-Guinea, Philippinen, Mariannen, Gesellschaftsinseln. — Die var. c. Hinterindien, Java, Sumatra, Borneo.

76 a. Asplenium induratum Hook.

Hook. Second Cent. of Ferns, tab. 68. Hook. et Bak. Syn. Fil. 205 in adnot. ad no. 78.

Viti-Inseln: Inneres von Naviti Levu: Milne no. 131! Seemann no. 816!

In der 2. Centurie der Farne wird von Hooker auf die nahe Verwandtschaft dieses Asplenium mit Asplenium pellucidum Lam. (A. hirtum Kaulf.) hingewiesen und in der Synopsis ebenfalls betont, dass dasselbe möglicherweise nur eine Form des letzteren sei. Ich bin über die Zusammenhörigkeit beider Arten noch im Zweifel und gebe daher die Pflanze vorläufig unter obiger Bezeichnung.

77. Asplenium falcatum Lam.

Lam. Enc. II. 306. Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 52; Syn. Fil. 77. Willd. Sp. Pl. V. 325. Spreng. Syst. IV. 84. Boj. Hort. Maurit. 395. Fée, Gen. Fil. 191. Presl, Tent. 106. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 150. Presl, Reliq. Haenk. I. 43. Desv. Ann. Linn. VI. 274. Bl. En. Fil. Jav. 180. Kze. Bot. Zeit. VI. 173; Linn. XXIII. 234; XXIV. 260. Don, Prodr. Nep. 8. Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 9. A. Rich. Voy. de l'Astrolabe 73. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 364. Roxb. in Beats. Helena 299. Moore, Index Fil. Spec. 128. Mett. Asplen. no. 156; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 73. Hook. Sp. Fil. III. 160. Kuhn, Fil. Afric. 102. Hook. Bak. Syn. 208. Ettingsh. Farnkr. 141 fig. 62, 63, tab. 88 f. 11, tab. 89 f. 7, tab. 90 f. 11, 12. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 157, tab. 22, fig. 1. Lyell, Geogr. Handb. 38, 55, 71, 83, 92, 103, 203.

Tarachia falcata Pr. Epim. 77.

Trichomanes adiantoides L. Sp. Pl. 7949. Burm. Ceyl. 43.

Asplenium polyodon Forst. Prodr. no. 428. Sw. Syn. Fil. 77, 263. Willd. Sp. Pl. V. 324. Poir. Enc. Suppl. II. 509. Spreng. Syst. IV. 85. Presl, Tent. 106. Desv. Ann. Linn. VI. 273. Presl, Rel. Haenk. I. 43. A. Rich. Voy. de l'Astrolabe 73. Cunn. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 364. Lowe, Ferns V. tab. 33 B. Hook. fil. Fl. of N. Zeal. II. 34. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 73; Asplen. no. 155.

Tarachia polyodon Pr. Epim. 76.

Asplenium Forsterianum Colenso in Hook. Lond. Journ. III. 46.

Asplenium intermedium Kaulf. in Sieb. Syn. Fil. exsicc. no. 68. Spreng. Syst. Veg. IV. 84. Fée, Gen. Fil. 191. Bl. En. Fil. Jav. 181. Boj. Hort. Maur. 395.

Asplenium Kaulfussii Presl, Tent. 106.

Asplenium cultratum Gaud. in Freyc. Voy. 317.

Asplenium firmum Fée, Gen. Fil. 191, 197.

Tarachia Haenkeana Pr. Epim. 76. Mett. Asplen. no. 153, b.

Asplenium zamiaefolium Pr. Rel. Hänk. I. 43 (excl. synon.), non Willd.

Asplenium macrophyllum Sw. Syn. Fil. 77, 261; Schrad. Journ. 1806, II. 52. Poir. Enc. Suppl. II. 504. Willd. Sp. Pl. V. 311. Boj. Hort. Maur. 394. Spreng. Syst. IV. 82. Fée, Gen. Fil. 191. Moore, Index 143. Hook. Sp. Fil. III. 158, tab. 196 et 197. Benth. Fl. Hongk. 451. Mett. Asplen. no. 152, b; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 235. Kuhn, Fil. Afric. 106; Fil. Nov. Hebrid.

l. c. 575. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 165. Hook. Bak. Syn. 209. Lycll, Geogr. Handb. 14, 24, 38, 55, 71, 92, 103, 203.

Tarachia macrophylla Presl, Epim. 78.

Asplenium megalophyllum Desv. Ann. Linn. VI. 275.

Asplenium oxyphyllum J. Sm. in Hook. Journ. III. 408. Wall. Cat. no. 223. Kze. Bot. Zeit. IV. 441. Mett. Asplen. no. 152. Hook. Kew Garden Misc. IX. 342. Ettingsh. Beitr. II. 42, tab. 12, f. 11; Farnkr. 141, tab. 89, f. 14, tab. 91, f. 4, 5. — Tarachia oxyphylla Pr. Epim. 77.

Asplenium canaliculatum Bl. En. Fil. Jav. 180. Kze. Bot. Zeit. VI. 173. — Tarachia Presl, Epim. 77.

Asplenium platyphyllum J. Sm. in Hook. Journ. III. 408. Mett. Asplen. no. 148.

Asplenium simile Bl. En. Fil. Jav. 181. Mett. Asplen. no. 147, b. Hook. Sp. Fil. III. 157.

Asplenium splendens Zipp. msc. (Herb. Kze.)

Asplenium Néeanum Kze. Anal. pter. 22 (t. spec. orig.). Mett. Asplen. no. 151. Hook. Sp. Fil. III. 159. Gay, Fl. Chil. 500. Sturm, Fil. Chil. 28.

Asplenium coriaceum Roxb. Crypt. 497. (t. Hook. et Moore, während Mett. Asplen. no. 149 dasselbe zu A. Finlaysonianum Wall. zieht.)

Asplenium urophyllum Wall. Cat. no. 192. Presl, Tent. 106.

Asplenium Tavoyanum Wall. Cat. no. 1035.

Asplenium heterodon Bl. En. Fil. Jav. 179 (non Mett.).

Viti-Inseln. Ovalau, an Felsen der littoralen Zone: Graeffe no. 18, 208, 136! Trockene Hügel bei Lefuka: Graeffe no. 193! Daemel no. 61! — Milne no. 155, 193! Harvey! Seemann, no. 814!

Samoa-Inseln. Upolu, an Baumstämmen der Küstenregion: Graeffe no. 280, 292, 300, 307, 382, 387! — Powell no. 44!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 538!

var. incisa. Die untersten Fiedern tief fiedertheilig bis zur Costa, die Fiederlappen eilanzettlich bis lanzettlich, am Rande unregelmässig gesägt.

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 539!

Verbr. St. Helena, ostafrikan. Inseln, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, China, Sundainseln, Neu-Guinea, Philippinen, Carolinen, Bonin, Neuholland, Neuseeland, Norfolk-Insel, Polynesien, Chiloë.

»To say that it is a variable species is saying nothing more than what is common to most Ferns.« Dieser Ausspruch Hooker's l. c. 159 trifft wahrlich zu. Von den jüngsten und kleinsten Formen, deren Blätter kaum zwei Fiederpaare besitzen, bis zu

solchen mit Blättern von 160 Centimeter Länge (vom Brisbane River, N. Holl.) und darüber, liegt mir eine lange Reihe von Entwickelungsstufen und Formen vor, die so viele Schwankungen in Textur, Grösse, Zahl und Form der Fiedern und ihrer Serraturen, in der Behaarung des Stipes und der Rhachis, der Form der Endfieder etc. zeigen, dass sich kaum Varietäten unterscheiden lassen. Wahrscheinlich dürften noch mehrere der bis jetzt unangetasteten verwandten Species bei genauerer Kenntniss der Formenkreise derselben dem Schicksale verfallen, die Synonyme der vorliegenden Art zu vermehren.

78. Asplenium caudatum Forst.

Forst. Prodr. no. 432. Sw. Syn. Fil. 82 et 277. Schkuhr, Farnkr. 72, tab. 77. Willd. Sp. Pl. V. 335. Desv. Ann. Linn. VI. 275. Spreng. Syst. IV. 87. Bl. En. Fil. Jav. 184. Presl, Tent. 106. Kze. Bot. Zeit. VI. 173; Linn. XXIII. 232. Fée, Gen. Fil. 191. J. Sm. in Hook. Journ. III. 408. Moore, Index Fil. Spec. 119. Poir. Enc. Suppl. II. 511. Mett. Fil. Hort. Lips. 76. Lowe, Ferns V, tab. 44. Mett. Asplen. no. 139; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 235. Miq. in Ann. M. B. IV. 165. Hook. Sp. Fil. III. 152. Hook. Bak. Syn. 209. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 575. Lyell, Geogr. Handb. 24, 38, 83, 92, 103, 203. Ettingsh. Farnkr. 143, tab. 93, f. 1, 2; Beitr. II. 39. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 442.

Tarachia caudata Pr. Epim. 79.

Asplenium truncatilobum Fée, Gen. Fil. 191. — Tarachia Presl, Epim 77.

Asplenium truncatum Bl. En. Fil. Jav. 184. Mett. Asplen. no. 140, b. Ettingsh. Beitr. II. 41; Farnkr. 143, tab. 92, f. 6, 7.

Asplenium multisectum Bl. En. Fil. Jav. 185.

Asplenium? aureum Bl. En. Fil. Jav. 185.

Asplenium horridum Kaulf. En. Fil. 173. Gaud. Freyc. Voy. 318. Spreng. Syst. IV. 86. Hook. et Arn. Beech. Voy. 106. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 158. Mett. Asplen. no. 140. Moore, Index Fil. Spec. 137. Hook. Sp. Fil. III. 153, tab. 193. Hook. Bak. Syn. 211. Lyell, Geogr. Handb. 55, 92, 203.

Viti-Inseln. Viti Levu; Berge im Innern, nördlich von Namusi, selten: Graeffe no. 167!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 242! Upolu, mont. Reg.: Graeffe no. 346, 347! Tutuila: Graeffe no. 419! — Powell no. 38! (A. horridum Kaulf. — Seem. Journ. l. c.)

Verbr. Westl. Afrika (nach Hooker!), Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, nördliches Neuholland,

Neue Hebriden, Gesellschaftsinseln, Sandwichinseln, Lord Howes und Sonntags-Insel, Brasilien, Ecuador.

79. Asplenium resectum J. Sm.

J. Sm. Icon. ined. 72. Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 54; Syn. Fil. 80. Willd. Sp. Pl. V. 322. Spreng. Syst. IV. 84. Poir. Enc. Suppl. II. 508. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 114. Presl, Tent. 107. Fée, Gen. Fil. 191; Mém. XI. 35. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 106. J. Sm. in Hook. Journ. III. 408. Kze. Linn. XXIII. 237. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 149. Moore, Index 160. Mett. Asplen. no. 103; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 234. Hook. Sp. Fil. III. 130. Thwait. Ceyl. 383. Hook. Bak. Syn. 210. Kuhn, Fil. Afric. 114. Miq. Ann. M. B. IV. 163. Lyell, Geogr. Handb. 24, 38, 55, 92, 103, 203.

Asplenium acuminatum Willd. herb. t. Kuhn, l. c. Presl, Tent. 107.

Asplenium excisum Pr. Epim. 74. Fée, Gen. Fil. 191.

Asplenium fraternum Pr. Epim. 74. Fée, Foug. Mex. 16.

Asplenium poryhyrocaulon Bl. En. Fil. Jav. 182. Kze. Bot. Zeit. VI. 174.

Asplenium erythrocaulon Bl. En. Fil. Jav. 183. Mett. Asplen. no. 103, c.

Asplenium abscissum Bl. En. Fil. Jav. 182. (excl. syn.) Mett. Asplen. no. 103, b.

Asplenium crassum P. Thouars, Fl. Trist. d'Acun. 33. Pluck. Alm. 11; Phyt. Tab. 252, f. 5.

Asplenium emarginato-dentatum Zenk. herb. Kze. t. spec. orig. Mett. Asplen. no. 102. Kze. Linn. XXIV. 263.

Asplenium cristatum Wall. Cat. no. 211.

Asplenium serraeforme Mett. Asplen. no. 75, tab. 4, f. 13.

Asplenium trapeziforme Wall. Cat. no. 66 et A. decurrens Wall. Cat. no. 190, t. Hook.

Asplenium eroso-dentatum Bl. En. Fil. Jav. 182. Mett. Asplen. no. 103, e.

Asplenium obscurum Bl. En. Fil. Jav. 181. Mett. Asplen. no. 103, d; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 233. Miq. Ann. M. B. IV. 163.

Viti-Inseln. Ovalau, Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 111! jüngere Pflanzen: Graeffe no. 543! wie die Nro. 114 ohne speciellere Angabe, als Ovalau. Daemel no. 33, 34! — Milne! Seemann no. 821!

Samoa-Inseln: Powell no. 112, 132 (var. ?)!

Verbr. Fernando Po, Tristan d'Acunha, Mauritius, Bourbon, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Japan, Sandwichinseln, Westindien.

80. Asplenium cuneatum Lam.

Lam. Enc. II. 309. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 56; Syn. Fil. 84. Willd. Sp. Pl. V. 344. Schkuhr, Farnkr. 73, tab. 78. Spreng. Syst. IV. 89. Boj. Hort. Maur. 397. Bl. En. Fil. Jav. 187. Dene. N. Ann. Mus. III. 347. Desv. Ann. Linn. VI. 277. Kze. Linn. IX. 69. Kl. Linn. XX. 356. Presl, Tent. 108. Fée, Gen. Fil. 191; Mém. XI. 37. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 462. J. Sm. in London Journ. of Bot. I. 199. Kze. Bot. Zeit. VI. 175. Mett. Asplen. no. 72; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 236. Pappe et Raws. Syn. Fil. 20. Moore, Index Fil. Gen. XLIX; Spec. 122. Griseb. Fl. br. Westind. 683. Miq. Ann. M. B. IV. 166. Kuhn, Fil. Afric. 100; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 575. Benth. Fl. Hongk. 451. Hook. Sp. Fil. III. 168. Hook. Bak. Syn. 214. Ettingsh. Beitr. II. 37; Farnkr. 137, tab. 84 f. 8, 11, tab. 87 f. 10, tab. 89 f. 12. Lyell, Geogr. Handb. 14, 55, 92, 104, 115, 138, 176, 203. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 445. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 70.

Tarachia cuneata Presl, Epim. 81.

Asplenium dareoides Moritzi, Verz. 110.

Asplenium angustatum Bl. En. Fil. Jav. 187.

Asplenium dissectum Gmel. Syst. II. 1302.

Asplenium crenatum Desv. Ann. Linn. VI. 279.

Asplenium affine Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 56. Syn. Fil. 84, 279. Willd. Sp. Pl. V. 343. Poir. Enc. Suppl. II. 514. Moore, Index Fil. Spec. 111. Hook. Sp. Fil. III. 169, tab. 202. Hook. Bak. Syn. 215. Lyell. Geogr. Handb. 38, 55, 71, 92, 104, 203.

Asplenium martinicense Willd. Sp. Pl. V. 344. Plum. tab. 41. Poir. Enc. Suppl. II. 514.

Asplenium obtusilobum Desv. Berl. Mag. V. 323.

Asplenium splendens Kze. Linnaea X. 516. Fée, Gen. Fil. 191. Mett. Asplen. no. 160. Moore, Index 169. Pappe et Raws. Syn. 21. Hook. Sp. Fil. III. 168. Ettingsh. Beitr. II. 38; Farnkr. 137, tab. 85 f. 10, tab. 87 f. 2. Kuhn, Fil. Afric. 117. — Tarachia Pr. Epim. 83.

Asplenium gracile Fée, Mém. VII. 52, tab. 27, fig. 1; Gen. Fil. 191, 198. Metten. Asplen. no. 72, c. Hook. Sp. Fil. III. 171. Moore, Index 135. (planta juvenil.)

var. laserpitiifolia.

Asplenium laserpitiifolium Lam. Enc. II. 310. Sw. Syn. 85. Willd. Sp. Pl. V. 347. Kaulf. Enum. Fil. 176. Presl, Reliq. Haenk. I. 48. Desv. Ann. Linn. VI. 279. Spreng. Syst. IV. 90. Bl. En. Fil. Jav. 188. Presl, Tent. 107. Kze. Bot. Zeit. VI. 177, 525. Fée, Gen. Fil. 191; Mém. XI. 37. Don, Prodr. 9. Gaud. Freyc. Voy. 321. Hook. Sp. Fil III. 171. Mett. Asplen. no. 163. J. Sm. in Hook. Journ. III. 408; Bot. of the Herald 428. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 236; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 73. Miq. Ann. M. B. IV. 166. Hook. Bak. Syn. 215. Ettingsh. Farnkr. 137, tab. 85 fig. 12, tab. 86

fig. 9; Beitr. II. 38, tab. 12, f. 6. Lyell, Geogr. Handb. 14, 24, 55, 71, 92, 203. Moore, Index Fil. Gen. XLIX; Spec. 140.

Tarachia laserpitiifolia Pr. Epim. 83.

Asplenium angustatum Reinw. t. Sm. in Hook. Journ. l. c.

Tarachia angustata Presl, Epim. 260.

Asplenium philippinense Willd. herb. no. 19934, t. Presl, Epim. l. c.

Asplenium robustum Bl. En. Fil. Jav. 189.

Asplenium riparium Brack. Fil U. S. Expl. Exped. 162, t. fragm. orig. (non Liebm.) Mett Asplen. no. 161 f.

Asplenium cristatum Brack. l. c. 163, tab. 21, f. 3. t. spec. orig. Mett. Aspl. no. 163, b.

Asplenium patens Kaulf. En. Fil. 175. Spreng. Syst. IV. 90. Kze. Bot. Zeit. VI. 524. Moore, Index Fil. Spec. 152. Hook. et Arn. Bot. Beech. Voy. 274. Mett. Asplen. no. 161, d. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 164. — Diplazium Pr. Epim. 88; Tent. 114. Fée, Gen. Fil. 214.

Asplenium Diellii A. Gray in herb Hook. t. Moore.

Typische Form:

Viti-Inseln. Ovalau, pseudoparasitisch auf Waldbäumen: Graeffe no. 157! — Milne no. 135, 206, 296!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 264, 403! Upolu: Graeffe no. 285, 386, 392! — Powell no. 65, a!

Uebergangsformen zur var. laserpitiifolia:

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 263! Upolu, littorale Region: Graeffe no. 305 (schon stark der var. ähnlich)!

var. laserpitiifolia:

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 51, 68! (no. 66 in Seem. Journ. l. c.) — Milne! Seemann n. 822!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 449, 458! Upolu: Graeffe no. 384 und mit der speciellen Bezeichnung »montane Region« no. 348! Ohne besondere Angabe no. 527! — Powell no. 65!

Verbr. Südliches Afrika und Nachbarinseln, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Hongkong, Philippinen, Pelew-Inseln, Polynesien, tropisches Amerika.

Es ist wohl keine falsche Behauptung, dass das Asplenium laserpitiifolium Lam. nur eine entwickeltere Form des Asplenium cuneatum Lam. ist, identisch mit der var. tripinnatifida Miq.,

obgleich Miquel (Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 166.) diese Form von A. laserpitiifolium Lam. getrennt hält. Zwischen beiden Formen habe ich die unzweifelhaftesten Uebergänge vor mir, nicht nur in verschiedenen einzelnen Blättern, sondern auch in solchen auf demselben Rhizome gleichzeitig. Schon Hooker (Sp. Fil. l. c.) deutet auf diesen Zusammenhang hin und auch Bentham (Fl. Hongk. 451) vereinigt beide Arten.

Das Asplenium cristatum von Brackenridge halte ich ebenfalls nur für eine schmächtige Form des A. cuneatum Lam., bin jedoch, da ich nur ein schlechtes Blatt sah, im Zweifel, ob dasselbe der typischen Form oder der var. laserpitiifolia näher steht.

Asplenium dareoides Bory, Bélang. Voy. p. 50. Mett. Asplen. no. 159 b, dürfte, nach Ansicht eines (schlechten) Originales, zu A. cuneatum Lam. als Uebergangsform zur var. laserpitiifolia gehören.

81. Asplenium nitidum Sw.

Sw. Syn. Fil. 84, 280. Schkuhr, Farnkr. 76, tab. 81. Willd. Sp. Pl. V. 344. Desv. Ann. Linn. VI. 277. Spreng. Syst. IV. 89. Blume, En. Fil. Jav. 188. Poir. Enc Suppl. II. 514. Mett Asplen. no. 162. Moore, Index Fil. Spec. 149 Kze. Bot. Zeit. IV. 442. Hook. Sp. Fil.III. 172. Hook. Bak. Syn. 215. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 236. Miq. in Ann. M. B. IV. 166. Lyell, Geogr. Handb. 24, 38, 55, 203. Ettingsh. Farnkr. 141, tab. 87, f. 8; Beitr. II. tab. XII. f. 12.

Tarachia nitida Presl, Epim 83.

Asplenium spathulinum J. Sm. Hook. Journ. III. 408. Kze.. Bot. Zeit. VI. 524. Moore, Index Fil. Spec. 169. Hook. Sp. Fil. III. 170.

Asplenium insigne Bl. En. Fil. Jav. 188. Mett. Asplen. no 162, b. — Tarachia Pr. Epim. 260.

Asplenium polystichoides Bl. Herb. Lugd. Bat. — Mett. Asplen. no. 162 c Moore, Index Fil. Spec. 155. — Tarachia Pr. Epim. 260.

Asplenium pulchellum Wall. Cat. no 214.

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 234!

Verbr. Nördl. Indien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen.

Vielleicht nur eine Form des Asplenium cuneatum Lam.

82. Asplenium bulbiferum Forst.

Forst. Prodr. no. 433. Sw. Syn. Fil. 84. Willd. Sp. Pl. V. 345. Mett. Asplen. no. 52. Hook. Sp. Fil. III 196. Kze. Linn. XXIII. 232. Moore, Index Fil.

Spec. 118. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 34; Fl. of Tasmania II. 146. Hook. Bak. Syn. 218 etc. etc.

Soll nach Hooker und Baker (Syn. Fil. l. c.) auf den Samoa-Inseln vorkommen. Unter den Graeffe'schen Farnen findet sich eine sterile Pflanze (no. 1010!) ohne genauere Angabe des Standortes, die vielleicht zu A. bulbiferum Forst. zu ziehen ist.

Siehe unter Nro. 86.

83. Asplenium rhizophyllum Kze.

Kze. Linnaea IX. 71. Mett. Asplen. no. 69. Moore, Index Fil. Spec. 162. Hook. Sp. Fil. III. 200. Hook. Bak. Syn. 220, etc. etc.

Nach Hooker und Baker auf den Viti-Inseln vorkommend.

Verbr. Wisconsin u. Florida, Westindien bis Peru, Sandwich-Inseln, Natal. (Nach Hook. Bak. Syn. l. c.)

84. Asplenium Dregeanum Kze.

Kze. Linnaea X. 517 (Pl. aeotyl. Afric. 37); Farnkr. I. 53, tab. 27. Fée, Gen. Fil. 191. Mett. Asplen. no. 66. Moore, Index Fil. Spec. 126. Pappe et Raws. Syn. 22. Hook. Sp. Fil. III. 214. Moore in Hook. Journ. V. 226. Kuhn, Fil. Afric. 101. Hook. Bak. Syn. 221. Lyell, Geogr. Handb. 115, 204. Ettingsh. Farnkr. 131, tab. 80, f. 3.

Asplenium braehypteron Kze. Linnaea XXIII. 232. Lowe, Ferns V. tab. 15, B. Hook. Fil. Exot. tab. 44; Sp. Fil. III. 214. Moore, Index Fil. Spec. 117. J. Sm. Cat Fil. 44. Hook. Bak. Syn. 221. Lyell, Geogr. Handb. 104, 115, 204,

Asplenium braehyopterum Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 260. (err. typogr.)

Asplenium obtusilobum Hook. Icon. Plant. X. tab. 1000. Moore, Index Spec. 151. Hook. Bak. Syn. 221. Kuhn, Fil. N. Hebrid. I. c. 575. Lyell, Geogr. Handb. 71, 204.

Asplenium dissectum Sm. mse. et Darea coaretata Boj. msc.

Viti-Inseln. Viti Levu, Südküste: Graeffe no. 174, 176, 182, (und no. 5 in Seem. Journ. l. c)! Milne! Ovalau: Milne! — Seemann no. 828!

var. bipinnatifida.

Asplenium bipinnatum Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 344. (t. spec. orig.) — Asplenium rutaefolium β. furcatum Moore, Index Fil. Spec. 163. — A. bipinnatifidum (Braek. in) Hook. Bak. Syn. 221. Lyell, Geogr. Handb. 92, 204.

Asplenium dichotomum Hook. Second Cent. of Ferns, tab. 39. Hook. Sp. Fil. III. 210. Hook. Bak. Syn. 221. Lyell, Geogr. Handb. 55, 204.

Viti-Inseln. Ovalau; mit diehtem Wurzelgefleeht an Aesten und Stämmen der Waldbäume in der montanen Region: Graeffe no. 10,196! Daselbst Mt. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 110! Ohne specielle Bezeichnung: Graeffe no. 519! — Braekenridge! Milne!

Verbr. Tropisehes Westafrika, Capländer, Madagasear, Borneo, Neue Hebriden.

Graeffe's Nummern 10, 110, 196 und 519 stimmen genau mit den Originalexemplaren des Asplenium bipinnatum Braek. (im Herb. Kze.) überein, und ebenso sind sie durch kein haltbares Merkmal von Asplenium diehotomum Hook. zu unterscheiden. Dieselben Nummern stehen andererseits dem Asplenium braehypteron Kze., sowie einigen im Leipziger Garten eultivirten Exemplaren des Asplenium Dregeanum Kze. so nahe, dass ieh sie nieht als versehiedene Art anerkennen möehte, während sieh die Cap-Exemplare des Asplenium Dregeanum Kze. im Kunze'sehen Herbarium dureh breitere Fiederlappen unterseheiden und dadurch den Nummern 174, 176 und 182 der Graeffe'sehen Sammlung nahe stehen, von denen sie nur dureh etwas tiefere Theilung der Fiedern, und dies aueh nieht einmal durehgängig, versehieden sind. Andererseits gleichen die Nummern 174, 176 und 182 in den meisten Exemplaren so sehr dem Hooker'sehen Asplenium obtusilobum, dass ieh namentlieh kleinere Pflanzen (und eine solche, jüngere, ist unzweifelhaft aueh die Hooker'sehe Abbildung) der Nro. 182 damit ohne Weiteres zusammenwerfen muss. Berüeksichtigt man nun das gleiehzeitige Vorkommen von in einander übergehenden Blattformen der verschiedenen Typen auf derselben Pflanze, so ist die vorgenommen Vereinigung der oben aufgeführten Formen wohl gereehtfertigt.

85. Asplenium scandens J. Sm.

J. Sm. in Hook.Journ. III. 408. Mett. Asplen. no. 57. Moore, Index 165. Hook. Second Cent. tab. 37. Hook. Sp. Fil. III, 216. Hook. Bak. Syn. 224. Ettingsh. Farnkr. 135, tab. 87, fig. 3. Lyell, Geogr. Handb. 55, 72, 204. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 163.

Darea scandens Fée, Gen. Fil. 332.

Nach Hooker's und Baker's Synopsis auf den Viti-Inseln vorkommend.

Verbr. Ceram, Celebes, Neu-Guinea, Philippinen.

86. Asplenium multifidum Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 171, tab. 23, f. 2. Moore, Index Fil. Spec. 147. Hook. Sp. Fil. III. 212. Mett. Asplen. no. 59, b. Hook. Bak. Syn 224. Lyell, Geogr. Handb. 92, 204.

Viti-Inseln. Ovalau: Brackenridge!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 224! Tutuila: Graeffe no. 432!

Verbr. Tahiti.

Die grösseren Blätter der Graeffe'schen Pflanzen stimmen genau mit Originalen von Tahiti überein. Sie sind bei einer Länge von 145 Cmtr. (einschliesslich des Blattstieles) und einer Breite von 45—60 Cmtr. vierfach gefiedert. Von dieser Entwickelungsstufe bis zur einfach gefiederten Form junger Pflanzen liegen mir die Zwischenstufen vor, und zwar theilweise in vollständigen Pflanzen, die der Blattform nach hierher gezogen werden müssen, andererseits aber wieder grosse Aehnlichkeit mit Asplenium scandens J. Sm. haben, namentlich mit diesem das kriechende Rhizom theilen. Eine später vorzunehmende Vereinigung der vorliegenden Art mit der voraufgehenden ist mir daher bei genauerer Untersuchung eines grösseren Materiales nicht so unwahrscheinlich. Das einfach gefiederte Blatt des einen mir vorliegenden Exemplares ist mit dem Blattstiel etwa 12 Cmtr. lang, seine Fiedern, 4 Paar und Endfieder, stehen abwechselnd und sind lanzettlich und am Rande unregelmässig gesägt. Merkwürdig aber ist es, dass diese einfachste Blattform nicht etwa die Ausgangsform des Rhizomes ist, sondern, abgesehen von einem noch sehr jugendlichen, eingerollten Blatte, das jüngste Blatt des ausserdem noch in 1—2″ Entfernung von einander drei doppelt gefiederte (die unteren Fiedern dreifach getheilt) Blätter tragenden Rhizomendes.

Ferner ist es mir nicht unwahrscheinlich, dass auch Asplenium Shuttleworthianum Kze. (Farnkr. I. 26, tab. 14) und Asplenium Mertensianum Kze. (Bot. Zeit. VI. 525), sowie auch das A. dubium Brack. (Expl. Exped. 172.) hierher als Formen zu ziehen sind. Ich kenne erstere beide Arten leider nur in sehr schlechten, theilweise nur Fetzen darstellenden Exemplaren

aus dem Kunze'schen Herbarium, finde aber die von Mettenius (Asplenium no. 58 und 59) gegebenen Unterschiede durchaus nicht constant. Hooker und Baker ziehen dagegen Asplenium Mertensianum Kze. sowohl als auch Asplenium Shuttleworthianum Kze. als grosse Formen zu Asplenium bulbiferum Forst. (Syn. Fil. 218), eine Verwandtschaft, die, bei der grossen Variabilität der betreffenden Formen, den Einfluss, den locale Einwirkungen auf Hervorbringung derselben zu haben scheinen, der bis jetzt trotz mancher Sammlungen doch immer noch sehr unvollständigen Kenntniss einer grossen Anzahl von Farnen etc., mir durchaus nicht zu den Unmöglichkeiten zu gehören scheint, die zu verfolgen ich indessen im Augenblicke nicht im Stande bin. Die Notiz in Hooker's und Baker's Synopsis über das Vorkommen des Asplenium bulbiferum Forst. auf den Samoa-Inseln bezieht sich daher vielleicht auch auf die in Rede stehenden Formen. (Vgl. übrigens No. 82!)

87. Asplenium Powellii Baker.

Baker in Hook. Bak. Syn. Fil. 224. Lyell, Geogr. Handb. 92, 204.

»Stem naked, greyish, firm, erect; fronds 2—3 feet long, 12—18 in. broad, subdeltoid, 5—pinnatifid, with numerous imbricated erecto-patent pinnae on each side, the lowest 9—12 in. long, 3—4 in. broad; pinnules deltoid, 3 inch. long, $^1/_2$ in. broad; lower segments deltoid, their lower divisions again pinnatifid; ultimate divisions linear, $1^1/_2$—2 lin. long, $^1/_3$ lin. broad, all the divisions erecto-patent; texture herbaceous; colour bright-green; rachis firm, compressed upwards; veins and sori solitary, the latter small (under 1 lin. long), linear-oblong, submarginal.«

»This comes nearest to the preceding,[1]) but is considerably more divided.«

Samoa-Inseln: Powell no. 44! (Secm. Journ. of Bot. l. c.)

Mir unbekannt, doch wohl vom Asplenium multifidum Brack. nicht wesentlich verschieden.

88. Asplenium sylvaticum Pr.

Presl, Rel. Haenk. I. 42. Mett. Fil. Hort. Lips. 74; Asplen. no. 202; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 238. Hook. Sp. Fil. III. 248. Benth. Fl. Hongk.

[1]) Asplenium multifidum Brack.

452. Thwait. Ceyl. 385. Ettingsh. Beitr. II. 54; Farnkr. 150, tab. 95, fig. 4, Kuhn, Fil. Afric. 116. Hook. Bak. Syn. 232. Lyell, Geogr. Handb. 39, 56, 84, 92, 104, 205. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 168. Bak. in Mart. Fl. Bras. Fil. 451.

Diplazium sylvaticum Sw. Syn. Fil. 92. Schkuhr, Farnk. 80, tab. 85, b. Willd. Sp. Pl. V. 352. Poir. Enc. Suppl. II. 487. Kze. Bot. Zeit. IV. 443; Linn. XXVII. 251. J. Sm. Bot. of the Herald 428. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 231. J. Sm. Cat. Fil. 48. Hook. Kew Journ. Bot. IX. 343. Lowe, Ferns V. tab. 49. Spreng. Syst. IV. 68. Desv. Ann. Linn. VI. 279. Boj. Hort. Maur. 398. Moore, Index Fil. Spec. 339. Blume, En. Fil. Jav. 192.

Anisogonium sylvaticum Pr. Tent. 116. Hook. Gen. Fil. tab. 56, B.

Callipteris sylvatica Bory, It. I. 282. Fée, Gen. Fil. 219.

Microstegia sylvatica Pr. Epim. 90.

Asplenium praelongum Fée, Mém. soc. sc. n. Strasbg. XVI. 30, tab. 37, f. 1.

Diplazium Hilsenbergianum Pr. Epim. 84.

Asplenium mutilum Mett. Asplen. no. 204. Hook. Sp. Fil. III. 248. — Diplazium Kze. Flora 1839, I. 37. Fée, Gen. Fil. 214. Moore, Ind. 333.

Diplazium Ottonis Kl. Linn. XX. 360. Mett. Asplen. no. 202, b. Moore, Index 333, part. — Asplenium Hook. Sp. Fil. III. 243. (excl. syn. A. rhoifolii Mett.) Kuhn, Fil. Afric. 109. Mett. Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 234.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Samoa-Inseln. Tutuila, montane Region: Graeffe no. 428, 445, 521! Upolu: Graeffe no. 276, 303, 395! — Powell no. 61! (Seem. l. c.)

Verbr. Fernando Po, trop. Westafrika, trop. Ostafrika, Mauritius, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Brasilien.

89. Asplenium Brackenridgii Baker.

Baker in Hook. Bak. Syn. Fil. 234. Lyell, Geogr. Handb. 56, 205.

Diplazium bulbiferum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 141, tab. 18, f. 1. (t. spec. orig.) Mett. Asplen. no. 203, b.

Diplazium extensum J. Sm. in Hook. Journ. III. 407. Moore, Index Fil. Spec. 328. Fée, Gen. Fil. 213. Mett. Asplen. no. 216 c.

Viti-Inseln. Viti Levu, im Innern: Graeffe no. 158! und feuchte Waldgegend an der Südküste: Graeffe no. 482! — Seemann no. 825! Milne no. 69, 306! (t. Bak. l. c. Hooker zieht diese beiden Nummern Milne's zu A. sylvaticum Pr.)

Tonga-Inseln. Uvea: Graeffe no. 13 in Seem. Journ. l. c.

Verbr. Philippinen?

Die mir vorliegenden Exemplare stimmen recht gut mit einem

Originale von Diplazium bulbiferum Brack. überein. Ob aber dies Asplenium von A. sylvaticum Pr. wirklich specifisch verschieden oder nur eine Form desselben ist, wage ich noch nicht zu entscheiden, da ich nur wenige Exemplare desselben besitze. Letzteres ist mir sehr wahrscheinlich. Auch das Diplazium petiolare Presl (Epim. 86. Mett. Asplen. no. 202, i.) steht dieser Form und dem Asplenium sylvaticum Pr. so nahe, dass es vielleicht nur Form desselben ist.

90. Asplenium japonicum Thbg.

Thbg. Fl. Japon. 334. Lam. Enc. II. 308. Sw. Syn. Fil. 82. Willd. Sp. Pl. V. 336. Spr. Syst. Veg. IV. 87. Kze. Bot. Zeit. VI. 524. Mett. Asplen. no. 209, f. Hook. Bak. Syn. 235. Lyell, Geogr. Handb. 15, 39, 205. Moore, Index Fil. Spec. 138. Desv. Ann. Linn. VI. 276.

Asplenium Schkuhrii Mett. Asplen. no. 208. Hook. Sp. Fil. III. 251. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 238. Miq. in Ann. M. B. IV. 168. Ettingsh. Beitr. II. 47, tab. 12, f. 8; Farnkr. 146, tab. 93, f. 7. Benth. Fl. Hongk. 452.

Diplazium Schkuhrii J. Sm. in Hook. Journ. III. 407; IX. 344. Moore, Index Fil. Spec. 337. Presl, Epim. 86.

Asplenium ambiguum Schk. Farnkr. tab. 75 a (non tab. 75 b.).

Diplazium malaccense Pr. Epim. 86. Fée, Gen. Fil. 213, tab. 17 D, f. 1.

Asplenium polymorphum Wall. Cat. no. 230. (t. Hook.)

Asplenium decussatum Wall. Cat. no. 2208 part. (t. Hook.) Bedd. Ferns of brit. Ind. II. tab. 292.

Diplazium congruum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 141, tab. 18, f. 2. Mett. Asplen. no. 211, d.

Diplazium decussatum Moore, Index Fil. Spec. 326, part.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Samoa-Inseln: Powell no. 99!

Verbr. Vorderindien, China, Japan, Hinterindien, Sundainseln.

91. Asplenium polypodioides Mett.

Mett. Fil. Hort. Lips. 78; Asplen. no. 225; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 239. Miq. in Ann. M. B. IV. 169. Hook. Sp. Fil. III. 257. Hook. Bak. Syn. 238. Lyell, Geogr. Handb. 25, 39, 56, 72, 205.

Diplazium polypodioides Bl. En. Fil. Jav. 194. Bedd. Ferns of brit. Ind. II. tab. 293. Kze. Bot. Zeit. IV. 443. Moore, Index Fil. Spec. 334. — Microstegia Pr. Epim. 91.

Asplenium Blumei Bergsma, Cat. h. Rheno-Traject. 1857. Mett. Asplen. no. 224.

Asplenium diplazioides Bory, Bél. Voy. 51.

Allantodia aspidioides Bl. De Vriese; Kze. Linn. XXIV. 269.

Microstegia marginata Pr. Epim. 92, 260. — Diplazium Bl. En. Fil. Jav. 195.

Diplazium asperum Bl. En. Fil. Jav. 195.

Asplenium frondosum Wall. (t. Hook.)

Diplazium frondosum J. Sm. in Hook. Journ. III. 408; IV. 172.

Asplenium ambiguum Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 107.

Diplazium ebenum J. Sm. in Hook. Journ. III. 408. Mett. Asplen. no. 216, e. Fée, Gen. Fil. 214. Moore, Index Fil. Spec. 327. — Asplenium Kuhn, Fil. Nov. Hebr. l. c. 576.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 137, 179, 211, 502! Mt. Tana-lailai daselbst, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 544! Viti Levu, Ufer der Bäche in Gebirgswaldungen: Graeffe no. 47, 175! Daselbst, Insel in der Bai von Suva: Daemel no. 58! — Seemann no. 826!

Die Graeffe'schen Exemplare sind mit den Cuming'schen des Diplazium ebenum J. Sm. von den Philippinen identisch.

Verbr. Vorderindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Sandwich-Inseln, Pitcairns-Insel, Madagascar, Bourbon, Seychellen ? trop. Neuholland.

92. Asplenium arborescens Mett.

Mett. Fil. Hort. Lips. 78, tab. 13, f. 19, 20; Asplen. no. 215. Hook. Sp. Fil. III. 256. Kuhn, Fil. Afric. 97. Hook. Bak. Syn. 240. Lyell, Geogr. Handb. 92, 104, 206. Ettingsh. Beitr. II. 48; Farnkr. 148, tab. 94 f. 4, tab. 95 f. 8, tab. 96 fig. 1.

Diplazium arborescens Sw. Syn. 92. Willd. Sp. Pl. V. 354. Poir. Enc. Suppl. II. 488. Bory, Bél. voy. 40. Spreng. Syst. IV. 69. Link, Hort. Berol. II. 72; Fil. spec. 85. Moore, Index 322. Fée, Gen. Fil. 214. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 74. Bory in Dup. Voy. I. 271. Pr. Tent. 114. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 172. Kze. Linn. XXIII. 250. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 143. — Callipteris Bory, It. I. 283.

Diplazium serrulatum Desv. Ann. Linn. VI. 282. Mett. Asplen. no. 224, g. Hook. Sp. Fil. III. 265.

Diplazium nigro-paleaceum Kze. Linn. XXIV. 270. — Asplenium Baker in Hook. Bak. Syn. 240. Al. Br. Ind. sem. h. Berol. 1861, 2. Kuhn, Fil. Afric. 108. Lyell, Geogr. Handb. 104, 205.

Asplenium diplazioides Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 107.

Diplazium Arnottii Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 144. Mett. Asplen. no. 215, e. — Asplenium Baker in Hook. Bak. Syn. 240. Lyell, Geogr. Handb. 92. 206.

Diplazium melanoeaulon Brack. Fil. U. S Expl. Exped. 144. Mett. Asplen. no. 215, d. Moore, Index 332. — Asplenium Baker in Hook. Bak. Syn. 240. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. e. 576. Lyell, Geogr. Handb. 72, 92, 206.

Viti-Inseln. Ovalau; an der Küste an schattigen Orten (Bltr. 5—6′ lang): Graeffe no. 546? — Brackenridge! Seemann no. 824!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 235! Upolu, littorale und montane Region: Graeffe no. 327! M. Tofua daselbst: Graeffe no. 315! Tutuila: Graeffe no. 420, 421, 429, 440, 446! — Powell no. 30!

Verbr. Trop. Westafrika, Mauritius, Bourbon, Comoren, St. Helena, Vorderindien, Sandwich-Inseln, Pitcairns Insel, Neue Hebriden.

93. Asplenium Graeffei Lssn.

Diplazium speciosum Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 145. Mett. Asplen no. 224, d. Hook. Sp. Fil. III. 265. t. spec. orig. in herb. Kze.

Diplazium Braekenridgii Moore, Index Fil. Spec. 324.

Samoa-Inseln. Upolu: littorale Region: Graeffe no. 356, 369! — Brackenridge!

93. a. Diplazium falcatum Brack.

Brack. Fil. U. S Expl. Exped. 143. (non Liebm. et Don.) Mett. Asplen. no. 213, b. Hook. Spec. Fil. III. 265.

Diplazium harpeodes Moore, Index Fil. Spec. 330.

Samoa-Inseln: Brackenridge!

Mir unbekannt.

94. Asplenium proliferum Lam.

Lam. Ene. II. 307. Wall. Cat. no. 238. Mett. Fil. Hort. Lips. 74, tab. 11, fig. 7. Kuhn, Fil. Afric. 112.

Diplazium proliferum Thouars, Fl. Tristan d'Aeunha 35. Desv. Ann. Linn. VI. 280. Kaulf. En. Fil. 182. Spreng. Syst. IV. 68.

Callipteris prolifera Bory, It. I. 283. Fée, Gen. Fil. 249, tab. 17 D, fig. 2. Pr. Epim. 89. Moore, Index Fil. Gen. LV. tab. XLII, A; Spec. 217. Bedd. Ferns of brit. Ind. I. tab. 70. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 179. Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 177.

Asplenium decussatum Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 51; Syn. Fil. 76, 260. Willd. Sp. Pl. V. 340. Presl, Rel. Haenk. I. 41. Mett. Asplen.

no. 190; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 237. Hook. Sp. Fil. III. 270. Ettingsh. Beitr. II. 52, tab. 11 fig. 9; Farnkr. 151, tab. 99 f. 5, tab. 100 f. 1, 6, 12. Hook. Bak. Syn. 243. Miq. in Ann. M. B. IV. 167. Lyell, Geogr. Handb. 25, 56, 72, 92, 104, 206.

Anisogonium decussatum Pr. Tent. 116, tab. 4, f. 13; Epim. 93. Hook. Gen. Fil. tab. 56 A, f. 1—4.

Diplazium bulbiferum Boj. msc.

Diplazium undulosum Sieb. Fl. Maur. I. no. 6.

Diplazium striatum Desv. Ann. Linn. VI. 281.

Diplazium horridum Kze. Anal. 26.

Diplazium incisum Schum. K. Dansk. Vid. Afh. IV. 232.

Diplazium serratum Schum. l. c. 233. Mett. Aspl. no. 189, c.

Diplazium proliferoides Bory, Bél. Voy. 38, t. Kuhn. l. c.

Diplazium Swartzii Bl. En. Fil. Jav. 191. Kze. Bot. Zeit. VI. 194.

Asplenium Swartzii Mett. Fil. Hort. Lips. 74, tab. 11, fig. 6.

Callipteris Swartzii Pr. Epim. 260.

Diplazium accedens Bl. En. Fil. Jav. 192. — Callipteris accedens J. Sm. in Hook. Journ. IV. 179. Moore, Index Fil. Spec. 215.

Diplazium repandum Bl. l. c. 191. Mett. Asplen. no. 190, c. Kze. Bot. Zeit. VI. 194. — Callipteris Pr. Epim. 260.

Asplenium spinulosum Mett. Asplen. no. 189. — Callipteris J. Sm. in Hook. Journ. III. 409; IV. 179 (non Diplaz. spinulos. Bl.).

Viti-Inseln: Brackenridge! Seemann no. 818!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 289, 363, 396! Tutuila, montane Region: Graeffe no. 444! — Powell no. 22!

Tonga-Inseln. Futuna oder Hoorne Island: Graeffe no. 576!

var. bipinnata Moore, Index Fil. Spec. 218. Fiedern bis $^1/_2$—$^3/_4$ zur Mittelrippe, die unteren fast bis zur Costa tief fiederschnittig.

Callipteris prolifera β. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 177.

Digrammaria robusta Fée, Gen. Fil. 217, 218, tab. 18 B, fig. 2.

Diplazium arborescens Boj. Msc. et Diplazium giganteum Carm. Msc. in herb. Hook. f. Moore.

Viti-Inseln. Inneres von Viti Levu: Graeffe no. 59! — Brackenridge!

Verbr. Trop. Westafrika, Tristan d'Acunha, Madagascar, Mauritius, Bourbon, Ostindien, Sundainseln, Philippinen, Nordost-Neuholland, Neu-Irland, Salomonsinseln.

95. Asplenium esculentum Pr.

Presl, Rel. Haenk. I. 45. Mett. Asplen. no. 192; Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 237. Hook. Sp. Fil. III. 268. Hook. Bak. Syn. 244. Miq. in Ann. M. B. IV. 167. Lyell, Geogr. Handb. 15, 25, 39, 56, 206. Benth. Fl. Hongk. 452. Ettingsh. Beitr. II. 51, tab. 12, f. 9, 10; Farnkr. 150, tab. 100, f. 8, 9.

Asplenium pubescens Mett. Fil. Hort. Lips. 78, tab. 11, f. 3. — Microstegia Pr. Epim. 260. — Diplazium Lk. Hort. Berol. II. 72; Fil. spec. 85. Kze. Linn. XXIII. 251.

Hemionitis esculenta Retz. Observ. VI. 38.

Diplazium esculentum Sw. Syn. Fil. 92, 285. Poir. Enc. Suppl. II. 488. Willd. Sp. Pl. V. 354. Desv. Ann. Linn. VI. 281. Spreng. Syst. IV. 69. Kze. Linn. XXIII. 250. — Callipteris Sm. Msc. Moore, Ind. Fil. Gen. LV. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 265.

Anisogonium esculentum Pr. Tent. 116. — Microstegia Pr. Epim. 91. — Digrammaria Fée, Gen. Fil. 217.

Diplazium hirtipes Bl. msc. (t. Miq. l. c.).

Diplazium serampurense Spreng. Fil. nov. manipul. 231, tab. 17, f. 1, Syst. Veg. IV. 68. Kze. Linn. XXIII. 251. — Callipteris Fée, Gen. Fil. 219. — Anisogonium Pr. Tent. 116.

Asplenium umbrosum Mett. Fil. H. Lips. 74, tab. 11, f. 4. — Diplazium Moritzi Verz. 111.

Diplazium malabaricum Spreng. Syst. IV. 69. Bl. En. Fil. Jav. 193. Kze. Bot. Zeit. VI. 194; Linn. XXIII. 251. — Asplenium Mett. Fil. Hort. Lips. 74 in adnot. — Callipteris J. Sm. in Hook. Journ. III. 409; IV. 179; Cat. Fil. 50. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 462. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 265, fig. 52. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 178.

Asplenium ambiguum Sw. Syn. 84, 274; Schrad. Journ. 1800, II. 54. Willd. Sp. Pl. V. 343. Poir. Enc. Suppl. II. 513. Schkuhr, Farnkr. 69, tab. 75, b, (non 75). Desv. Ann. Linn. VI. 277.

Microstegia ambigua Pr. Epim. 91. — Digrammaria Hook. Gen. Fil. tab. 56, C. Fée, Gen. Fil. 217. Pr. Tent. 117, tab. 4, f. 12, 17. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 256.

Callipteris ambigua Moore, Index Fil. Gen. LV; Spec. 216.

Callipteris Wallichii J. Sm. in Hook. Journ. IV. 179.

Asplenium bipinnatum Roxb. Calc. Journ. nat. Hist. IV. 499. Mett. Asplen. no. 224 k. (t. Moore.)

Asplenium Moritzii Mett. Fil. Hort. Lips. 130, tab. 11, fig. 4.

Viti-Inseln. Brackenridge!

Samoa-Inseln: Powell no. 62!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, China, Sundainseln, Philippinen.

96. Asplenium Vitiense Bak.

Baker in Hook. Bak. Syn. Fil. 245. Lyell, Geogr. Handb. 92, 206.

»Fronds ample; lower pinnae 1 ft. long, 6 in. broad, with numerous close distinctly-stalked lanceolate pinnules on each side, which are 2—3 in. long, $^3/_4$ in. broad, narrowed gradually from the truncate base to an acuminate point, and bluntly lobed about one-third of the way down to the midrib; texture herbaceous; rachis finely pubescent, both sides nearly naked; veins pinnate in the lobes, with 6—9 veinlets on a side, the lowest of contiguous groups joining midway between the midrib and sinus; sori copious, medial; involucre membranous.«

»This bears the same relation to A. decurrens, that the preceding (A. Smithianum Bak.) does to A. latifolium.«

Viti-Inseln: Daemel![1])

Mir unbekannt.

16. Hypolepis Bernh.

97. Hypolepis tenuifolia Bernh.

Bernh. in Schrad. N. Journ. I. 36. Presl, Tent. 162. tab. 6, f. 24. J. Sm. in Hook. Journ. III. 404; IV. 157. Fée, Gen. Fil. 146. Hook. Sp. Fil. II. 60, tab. 89, C. et tab. 90, A. Moore, Index Fil. Gen. XXXIX, tab. XXVII, A. Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 73. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 576. Hook. Bak. Syn. 129. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 222. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 22; Fl. of Tasmania II. 138. Lyell, Geogr. Handb. 52, 70, 80, 197.

Lonchitis tenuifolia Forst. Prodr. no. 424.

Cheilanthes arboreseens Sw. Syn. Fil. 129, 336. Willd. Sp. Pl. V. 462. Spreng. Syst. IV. 117. — Adiantum Poir. Enc. Suppl. I. 144.

Cheilanthes ambigua A. Rich. Voy. de l'Astrolabe 84. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zeal. in Hk. Comp. Bot. Mag. II. 366.

Cheilanthes pellucida Colenso in Tasm. Phil. Journ. (t. Hook.)

Adiantum dicksonioides Bory in herb. Kze.

Cheilanthes dicksonioides Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 15. Kze. Farnkr. I. 13, tab. 8. — Hypolepis Hook. Sp. Fil. II. 61.

Hypolepis Endlicheriana Pr. Tent. 162. Ettingsh. Farnkr. 160, tab. 100 fig. 5, tab. 102 fig. 6. Fée, Gen. Fil. 147.

Cheilanthes dissecta Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75.

Hypolepis dissecta Baek. Fil. U. S. Expl. Exped. 89.

---

[1]) Hier, wie auch an anderen Stellen, steht fälschlich »Daernel« statt »Daemel.«

Hypolepis Boryana Pr. Tent. 16

Cheilanthes pallida Bl. En. Fil. Jav. 139. Kze. Bot. Zeit. VI. 213, part. Hypolepis pallida Hook. Sp. Fil. II. 64.

Cheilanthes alpina Bl. En. Fil. Jav. 138. — Hypolepis Hook. Sp. Fil. II. 63. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 222.

Cheilanthes resinifera Bl. l. c. 138. — Hypolepis Hk. Sp. II. 63.

Cheilanthes rudis Kze. bot. Zeit. VI. 213.

Lonchitis hispidula Zipp. msc. t. Mett.

Viti-Inseln. Ovalau; im dichten, feuchten Waldesschatten des 2000′ hohen M. Koro: Graeffe no. 148! Viti Levu: Graeffe no. 60!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 418! Upolu: Graeffe no. 528 (montane Region)! — Powell no. 57!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 531! (Bltr. 7—8′ lang.)

Verbr. Java, Philippinen, Neuholland, Neuseeland, Norfolk-Insel, Polynesien.

17. Aspidium Sw.

Phegopteris Fée.

98. Phegopteris irregularis Mett.

Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 225. Miq. in Ann. M. B. IV. 163.

Polypodium irregulare Pr. Rel. Haenk. I. 25, tab. 4, f. 3. Bl. Fl. Jav. Fil. 164, tab. 72. Hook. Sp. Fil. V. 101.

Dictyopteris irregularis Pr. Tent. 194, tab. 8, fig. 7. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 57.

Aspidium difforme Bl. En. Fil. Jav. 160.

Phegopteris difformis Mett. Fil. Hort Lips. 84, tab. 25, f. 28; Phegopt. u. Aspid. no. 67. — Dictyopteris Moore, Index 90.

Polypodium difforme(Bl.)Hook. Bak. Syn. 348. Lyell, Geogr. Handb. 60, 213.

Polypodium foecundum Hassk. Cat. Hort. Bog. 5.

Polypodium eximium Kze. Bot. Zeit. IV. 424.

Drynaria coadunata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 49. t. Mett. l. c.

Polypodium confluens Wall. Cat. no. 325. ?

? Phegopteris macrodonta Mett. Phegopt. u. Aspid. no. 68. — Polypodium Reinw. — Dictyopteris Pr. Tent. 194. — Polypodium Cumingianum Hook. Sp. Fil. V. 103.

Viti-Inseln. Viti Levu; kleine Insel im Hafen von Suva: Graeffe no. 486! — Harvey! Seemann no. 746 (Dictyopteris macrodonta Pr.)

Samoa-Inseln (Polypodium Cumingianum Hook.): Milne no. 530! Brackenridge? (Hook. Sp. l. c.)

Verbr. Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Salomon-Inseln.

99. Phegopteris multilineata Lssn.

Polypodium multilineatum Wall. in herb. Hook. — Hook. Sp. Fil. V. 11. Hook. Bak. Syn. 316. Lyell, Geogr. Handb. 28, 212.

Viti-Inseln: Seemann!

Ich führe diesen Farn nur auf Grund der Notiz in Hook. u. Bak. Synops. l. c. hier auf. In Dr. Seemann's Verzeichnissen ist derselbe nicht genannt.

Verbr. Ostindien.

100. Phegopteris urophylla Mett.

Mett. Phegopt. u. Aspid. no. 53.

Polypodium urophyllum Wall. Cat. no. 299. Hook. Sp. Fil. V. 9, part. Hook. Bak. Syn. 315, part. Lyell, Geogr. Handb. 17, 28, 42, 60, 73, 212.

Goniopteris urophylla Fr. Tent. 183.

Polypodium asperum Pr. Rel. Haenk. I. 24, tab. 3, fig. 4.

Goniopteris aspera Pr. Tent. 183.

Meniscium cuspidatum Bl. Flor. Jav. Fil. 102, tab. 45; En. Fil. Jav. 114. J. Sm. in Hk. Journ. III. 395.

Phegopteris cuspidata Mett. Phegopt. u. Asp. no. 52.

Aspidium repandum Bl. in Herb. Hook.

Polypodium granulosum Benth. Flor. Hongk. 499. (t. Hook. l. c.)

Viti-Inseln: Milne!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, China, Sundainseln, Neue Hebriden, Queensland.

Auf Grund der Hooker'schen Angaben hier aufgeführt.

101. Phegopteris rubrinervis Mett.

Mett. in Linnaea XXXVI. 116. Kuhn, Fil. Nov. Hebr. l. c. 576.

Polypodium urophyllum Hk. Sp. V. 9. part. e descr. t. Mett. l. c. Hook. Bak. Syn. 315 ex parte.

Viti-Inseln: Coll. Thorey n. 158! t. Mett.

Verbr. Neu-Irland, Neue Hebriden.

»Phegopt. cuspidatae Mett. (Meniscio Bl.) proxima, sed primo obtutu macularum numero aliisque notis diversa, sorisque radiis macularum approximatis ab Ph. lineata recedens.« (Kuhn, Linnaea l. c.)

Mir unbekannt.

102. Aspidium aculeatum Döll.

Döll, Rhein. Flora 1843, p. 20; Flora des Grossherz. Baden I. 37, Milde, Deutschl. Sporenpfl. 62; Fil. Europ. 104. Hk. Sp. Fil. IV. 18. Etc. etc.

Aspidium lobatum Sw. Syn. 53. Mett. Aspid. no. 108.
Etc. etc.

var. samoënsis: Blattstiel 15—25 Cmtr. lang, sammt Rhachis und Costa der primären Fiedern mit blass braungelben, zerschlitzten, später verschwindenden Spreuschuppen bedeckt. Spreite bis 50 Cmtr. lang, 25 Cmtr. breit, dreifach-gefiedert-fiedertheilig. Fiedern 2. Ordn. an der Basis oder in der unteren Hälfte in der nach aussen gewendeten Seite bis zur äusserst schmal geflügelten Costa tief fiedertheilig, die Fiederlappen lanzett-keilförmig, stumpf oder gespitzt, jederseits am Rande mit 1—3 meist stumpfen Kerbzähnen und auf der Unterseite mit 1—4 Sori. Innenseite so wie die Spitze der Fiedern 2. Ordn. weniger tief getheilt bis tief und dann meist sehr scharf dornig-gesägt.

Samoa-Inseln: Savai, montane Region: Graeffe no. 260!

Eine eigenthümliche Form, wie es scheint, bis jetzt nur von den Schifferinseln bekannt und manchen Formen des Aspidium aculeatum var. vestita und prolifera von Neuseeland sehr nahe stehend.

103. Aspidium albo-punctatum Bory, Willd.

Bory in Willd. Sp. Pl. V. 242. Spreng. Syst. IV. 102. Boj. Hort. Maur. 393. Poir. Suppl. IV. 486. Mett. Pheg. u. Asp. no. 123. Ettingsh. Beitr. II. 62; Farnkr. 179, tab. 116, f. 3, 14. Kuhn, Fil. Afric. 124.

Nephrodium albo-punctatum Desv. Ann. Linn. VI. 255. Bory in Bel. Voy. II. 61. Hook. Sp. Fil. IV. 84; Fil. exot. tab. 89. Hook. Bak. Syn. p. 264. Lyell, Geogr. Handb. 93, 105, 208.

Lastrea albopunctata Pr. Tent. 77. Moore, Index Fil. Gen. LXXXIX. — Arthropteris J. Sm. Cat. Fil. 62.

Aspidium leucosticton Kze. Linn. XXIII. 340. Mett. Fil. H. Lips. 90, tab. 18, f. 4—6.

Aspidium umbilicatum Desv. Berl. Mag. V. 320. — Polypodium Lam. Enc. V. 528.

Nephrodium variolarium Desv. Ann. Linn. VI. 255. Mett. Pheg. u. Asp. no. 123, b.

Aspidium Boutonianum Hook. Icon. Plant. X. tab. 931.

Nephrodium Webbianum Hook. Sp. Fil. IV. 85.

Nephrodium subbiauritum Hk. Sp. Fil. IV. 85. Hook. Bak. Syn. 261. Lyell, Geogr. Handb. 105, 207; an letzterem Orte fälschlich als N. biauritum Hk.

Aspidium calcigenum Fée, Mém. soc. sc. nat. Strasb. XVI. 38, tab. 16.

Lastrea articulata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 191, tab. 26, fig. 1. t. spec. orig.

Viti-Inseln, Ovalau, Mt. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe

no. 549! Gebirgswälder der montanen Region überhaupt, an Baumstämmen kriechend: Graeffe no. 108, 198, 500! Daemel no. 59! — Brackenridge! Milne! Seemann no. 721!

Verbr. Tropisches Afrika, Madagascar, Bourbon, Comoren.

104. Aspidium aristatum Sw.

Sw. Syn. Fil. 53, 253. Willd. Sp. Pl. V. 264. Schkuhr, Farnkr. 44, tab. 42. Spreng. Syst. IV. 106. Gaud. Freye. Voy. 344. Bl. En. Fil. Jav. 166. Endl. Fl. Ins. Norf. 8. Benth. Fl. Hongk. 456. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 107; Ann. se. nat. sér. IV. vol. XV. 74. Kze. Linn. XXIII. 224. Hook. Sp. Fil. IV. 27. Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. e. 578. Mett. in Miq. Ann. M. B. I. 227. Miq. Ann. M. B. IV. 156. Hook. Bak. Syn. 255. Ettingsh. Beitr. II. 59; Farnkr. 175, tab. 112 f. 8, tab. 114 f. 13. Lyell, Geogr. Handb. 16, 26, 40, 57, 72, 84, 93, 116, 207. Kuhn, Fil. Afric. 209.

Polypodium aristatum Forst. Prodr. no. 448. — Nephrodium Pr. Reliq. Haenk. I. 37. — Polystichum Pr. Tent. 83. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 195. Fée, Gen. Fil. 278. (Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 37, tab. 78 gehört nicht hierher, sondern ist wohl eine der polynesischen Formen des Aspidium aculeatum Döll.)

Aspidium coniifolium Wall. Cat. no. 341. Mett. Aspid. no. 157. Lowe, Ferns VI, tab. 39. Ettingsh. Beitr. II. 59, tab. 14, f. 6; Farnkr. 176, tab. 117 f. 6, tab. 118 fig. 1. Kze. Linn. XXIII. 225; XXIV. 293.

Polystichum coniifolium Pr. Tent. 84; Epim. 55. J. Sm. in Hk. Journ. III. 413; IV. 195; Cat. Fil. cult. 61. Fée, Gen. Fil. 278.

Lastrea coniifolia Moore, Index Fil. LXXXVIII. Bedd. Ferns of S. Ind. 36, tab. 101? Ferns of brit. Ind. II. tab. 261?

Aspidium appendiculatum Bl. En. Fil. Jav. 165.

Aspidium subelongatum Bl. En. Fil. Jav. 166.

Aspidium pulchellum Bl. En. Fil. Jav. 167?

Aspidium palmipes Kze. Linn. XXIV. 287.

Aspidium sporadosorum Kze. Bot. Zeit. VI. 556.

Aspidium carvifolium Kze. Linn. XXIV. 292.

Aspidium curvifolium Kze. Bot. Zeit. VI. 283 (ex errore typogr.).

Arachniodes aspidioides Bl. En. Fil. Jav. 242.

Aspidium tripinnatum Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 463.

Aspidium formosissimum Goldm. l. c.

Polystichum biauritum Eaton in herb. Hook.

Viti-Inseln. Viti Levu, feuchte Waldgegenden an der Südküste: Graeffe no. 44! und Namusi im Innern der Insel: Graeffe no. 186! Ovalau, montane Region: Graeffe no. 17, 134, 195! Daemel no. 26! — Milne! Seemann no. 742!

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 24! Upolu, M. Tofua: Graeffe no. 318, 397! — Powell no. 42!

Verbr. Natal, Ostindien, Ceylon, Sundainseln, Philippinen, China, Japan, Neuholland, Polynesien.

Die Graeffe'sche Nro. 186 aus dem centralen Viti Levu scheint mir eine jüngere Pflanze zu sein. Die Blätter derselben sind nicht so derb, wie im normalen Zustande, und an den Fiederchen besitzen nur die untersten Lappenpaare einen Zahn, der dann höher hinauf nur noch einzeln auftritt und schliesslich ganz fehlt.

105. Aspidium arborescens Lssn.

Nephrodium arborescens Baker in Hook. Bak. Syn. Fil. 286.

»Caudex 10—12 feet high; fronds ample; lower pinnae 12—18 inch. long, 6—8 inch. broad; pinnules lanceolate, distinctly stalked, 3—4 in. long, 1—1¼ in. broad, cut down to the rachis, except at the point, into lanceolate deeply pinnatifid segments ⅜—½ in. broad, which are obliquely truncate on the lower side at the base; rachis slightly scaly; texture herbaceous; both surfaces naked; veinlets pinnate in the lobes of the segments; sori small, medial; incolucrum naked, firm, persistent, very distinctly reniform.«

Samoa-Inseln: Powell (no. 87 in Seem. Journ. l. c. ?)!

106. Aspidium Brackenridgii Mett.

Mett. in Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 75. Hook. Bak. Syn. 263. (Anmerkung unter Nephrodium patens.) Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 577.

Lastrea attenuata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 193; tab. 26. (non Sm.) Mett. Pheg. u. Asp. no. 213, b.

Viti-Inseln. Ovalau, Gebirgswälder: Graeffe no. 24, 166, 474!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 331, 338! Savai, mont. Region: Graeffe no. 261! Tutuila: Graeffe no. 435, 457! — Powell no. 76! (N. attenuatum in Seem. Journ. l. c.).

Verbr. Neu-Caledonien, Neue Hebriden, Tahiti.

Graeffe's Exemplare stimmen in manchen Nummern recht gut mit der Lastrea attenuata Brack., im Original von Tahiti im Kunze'schen Herbarium, überein, während andere geringe Ver-

schiedenheiten zeigen, ohne dass ich dieselben grade deshalb von den übrigen specifisch trennen möchte. So sind manchmal, oft an einem und demselben Exemplare, die Sori den Nerven mehr an der Basis, der Costa fast angedrückt, aufsitzend, während sie normal auf der Mitte der Nerven, in anderen Extremen in einigen Fällen mehr nach der Spitze zu, entspringen. Auch die Behaarung zeigt sich, wohl meistens den Altersstufen, in anderen Fällen localen Einflüssen entsprechend, sehr wechselnd; so ist namentlich die Rhachis bald fast kahl, bald dicht grau behaart. Dagegen sind ziemlich constant die basalen Fiedersegmente der unteren Reihe allmählich nach dem Grunde der Fieder zu reducirt. Die nach den Diagnosen am Grunde der Fiedermittelrippe vorkommende schwarze Drüse ist oft sehr undeutlich.

Hooker (Spec. Fil. IV. 96) zieht diese Art zu Nephrodium patens Desv., von welchem sie in der That vielleicht nur eine Form ist, was spätere genaue Untersuchungen eines grösseren Materials erweisen werden.

170. Aspidium calcaratum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 159. Mett. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 230. Miq. in Ann. M. B. IV. 157. Ettingsh. Farnkr. 184, tab. 119 f. 7, 8, tab. 120 f. 2, 3.

Nephrodium calcaratum Hk. Sp. Fil. IV. 93. Hook. Bak. Syn. 264. Lyell, Geogr. Handb. 16, 26, 40, 57, 208.

Polypodium calcaratum Reinw. — Aspidium Reinwardtianum Kze. Bot. Zeit. VI. 261. Mett. Aspid. no. 206.

Aspidium ciliatum Wall. Cat. no. 351, t. Hook. l. c.

Lastrea viscosa J. Sm. in Hook. Journ. III. 412, t. Hook. l. c.

Nephrodium falcilobum Hook. Sp. Fil. IV. 108. — Lastrea Hook. in Kew Garden Misc. IX. 338. Benth. Fl. Hongk. 455.

Viti-Inseln: Milne!

Samoa-Inseln: Powell no. 90!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Hongkong, Philippinen?

108. Aspidium cicutarium Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1803, II. 279; Syn. 51. Willd. Sp. Pl. V. 245. Spreng. Syst. IV. 96. J. Sm. Cat. Fil. cult. 52. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 278. Fée, Gen. Fil. 292. Hook. Sp. IV. 48.

Nephrodium cicutarium Hook. Bak. Syn. 299.

Sagenia cicutaria Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI.

Var. β apiifolium Hook. Sp. IV. 49. Nephrodium apiifolium Hook. et Arn. Beech. Voy. 105. — Aspidium Sehkuhr, Farnkr. 198, tab. 56, B. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 282, b. — Sagenia J. Sm. in Hk. Journ. IV. 184. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 182. Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI. Etc. etc.

Samoa-Inseln: Powell no. 59! (Seem. Journ. l. c.)

Verbr. nach Hooker: Trop. Afrika, Ostindien, Ceylon, Malayen-Archipel, Polynesien, tropisch. Amerika.

Unter den Graeffe'schen Farnen findet sich diese Art nicht. Die Einfügung derselben in dies Verzeichniss geschieht nur auf Grund der Angabe Powell's a. a. O.

109. Aspidium davallioides Kuhn.

Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578.

Lastrea davallioides Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 202, t. spec. orig. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 160, b.

Nephrodium davallioides Baker in Hook. Bak. Syn. 287. Lyell, Geogr. Handb. 93, 210.

Nephrodium decompositum var. β microphyllum Hook. Sp. Fil. IV. 146.

Viti-Inseln: Milne!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 231! Tutuila: Graeffe no. 412, 427! — Powell no. 88!

Verbr. Tahiti.

110. Aspidium decompositum Spr.

Spreng. Syst. IV. 109. Kze. Linn. XXIII. 226. Mett. Aspid. no. 167; Fil. Hort. Lips. 94. Lowe, Ferns VI. tab. 33. Ettingsh. Farnkr. 178, tab. 121 fig. 6, tab. 122 fig. 6. Fée, Gen. Fil. 292.

Nephrodium decompositum R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 149. Hook. fil. Fl. of New. Zeal. II. 39; Fl. of Tasm. II. 149. Hook. Sp. Fil. IV. 146. Hook. Bak. Syn. 281. Lyell, Geogr. Handb. 72, 85, 93, 209. — Lastrea Sm. Bot. Mag. 72; Misc. 34.

Aspidium micranthum Kaulf.

Aspidium microsorum Kaulf. — Nephrodium Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 9. — Lastrea Pr. Tent. 76.

Aspidium decompositum var. glabellum Hook. fil. l. c. tab. 79.

Viti-Inseln: t. Hook. Bak. Syn. l. c.

Verbr. Neuholland, Tasmanien, Neuseeland, Norfolk-Insel, Tahiti.

111. Aspidium decurrens Presl.

Presl, Rel. Haenk. I. 28. J. Sm. in Hook. Journ. III. 440; IV. 183. Presl, Tent. 88. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 237. Miq. in Ann. M. B. IV. 464.

Nephrodium decurrens Bak. in Hook. Bak. Syn. 299. Lyell, Geogr. Handb. 47, 28, 42, 59, 72, 94, 244.

Sagenia decurrens Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI.

Aspidium pteropus Kze. Bot. Zeit. VI. 462. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 284. Hook. Sp. IV. 47 (excl. syn. A. macrophyll. Bl.).

Aspidium lobulatum Bl. En. Fil. Jav. 142. Mett. Aspid. no. 299, b.

Aspidium platynotus Kze. Linn. XXIII. 229.

Aspidium alatum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 179.

Cardiochlaena alata Fée, Gen. Fil. 315.

Sagenia platyphylla Hort. (non Sm.)

Viti-Inseln. Ovalau, M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 104! Viti Levu: Graeffe no. 479! 495! — Milne! Seemann no. 748! Cairns!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 416! Savai: Graeffe no. 238! Upolu, montane Region: Graeffe no. 333, 380! — Powell no. 89!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Formosa, Loo-choo-Inseln, Neue Hebriden? (siehe Kuhn l. c. 578.).

112. Aspidium dissectum Mett.

Mett. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 232. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578.

Polypodium dissectum Forst. Prodr. no. 441. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 243, c. (t. spec. orig. in herb. Kze.)

Nephrodium dissectum Desv. Ann. Linn. VI. 259. Hook. Bak. Syn. 290. Lyell, Geogr. Handb. 93, 210.

Aspidium attenuatum Sw. Syn. 48, 249. Willd. Sp. Pl. V. 243. Spreng. Syst. IV. 102.

Aspidium sophoroides Sw. herb. t. Mett. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 76.

Polypodium erosum Gmel. Syst. II. 1311.

Aspidium unitum Sieb. Syn. Fil. no. 43; Flora mixta no. 292. Mett. Aspid. no. 257. Wall. Cat. no. 358. Kaulf. En. Fil. 237. Thwait. Ceyl. 391. Ettingsh. Farnkr. 186, tab. 124, f. 2, 7, 16. Decaisne, Nouv. Ann. du Mus. III. 346. — Nephrodium Schott Bory in Bel. Voy. 61. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 189. Hook. Sp. Fil. IV. 81. Fée, Gen. Fil. 305. — Polystichum Gaud. Freyc. Voy. 325.

Aspidium cucullatum Bl. En. Fil. Jav. 151. Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 232. Miq. Ann. M. B. IV. 158. Kuhn, Fil. Afric. 130.

Nephrodium cucullatum Bak. in Hk. Bak. Syn. 290. Lyell, Geogr. Handb. 27, 41, 58, 93, 106, 240.

Nephrodium caneseens Pr. Tent. 84. J. Sm. in Hk. Journ. III. 414; IV. 188. Pr. Epim. 49. — Aspidium Wall. Cat. no. 354, part. Kze. bot. Zeit. VI. 556.

Nephrodium serratum Pr. Tent. 84; Reliq. Haenk. I. 34.

Nephrodium obscurum Bl. En. Fil. Jav. 150. Mett. Aspid. no. 260; Ann. M. B. I. 232. Miq. in Ann. M. B. IV. 158.

Polypodium caudigerum Wall. Cat. no. 298.

Nephrodium inseulptum Desv. Ann. Linn. VI. 254 pl. t. Kuhn.

Aspidium callosum Bl. En. Fil. Jav. 152. Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 232; Aspid. no. 259. Miq. Ann. M. B. IV. 158. Ettingsh. Farnkr. 187, fig. 8

Aspidium lanuginosum Bory in herb. Hook. t. Hk. l. c.

Aspidium aridum Don, Prodr. Nep. 4, t. Hk. l. c. — Nephrodium J. Sm. in Hook. Journ. IV. 188. Hook. Bak. Syn. 291. Lyell, Geogr. Handb. 27. 58, 240. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 297.

Aspidium venulosum Wall. Cat. no. 352, t. Hook. l. c.

Nephrodium mueronatum J. Sm. in Hook. Journ. III. 412. Fée, Gen. Fil. 305.

Polypodium scabridum Wall. Cat. no. 302, t. Hook. l. c.

Aspidium multilineatum Mett. Aspid. no. 258. Wall. Cat. no. 353? Ettingsh. Beitr. II. 65; Farnkr. 186, tab. 125, f. 9—12. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 232. Miq. Ann. M. B. IV. 158. — Nephrodium Pr. Tent. 84. J. Sm. in Hook. Journ. 188? Moore, Index Fil. Gen. LXXXVII.

Nephrodium Haenkeanum Pr. Epim. 46. Hook. Bak. Syn. 290. Mett. Aspid. no. 257, c. Lyell, Geogr. Handb. 41, 58, 240.

Nephrodium Smithianum Pr. Epim. 46. Fée, Gen. Fil. 305.

Viti-Inseln. Ovalau, Thalregion: Graeffe no. 81! Daselbst auf sonnigen Plätzen an der Küste: Graeffe no. 551! Munia (Exploring-Isl.): Graeffe no. 1001! — Brackenridge! Harvey! Seemann! Milne!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 552! — Brackenridge! Powell no. 43, 81!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 536! Auf dieser Insel, die nach Graeffe's Mittheilung nicht sehr reich an Farnarten ist, tritt die vorliegende Art in grossen Massen auf; sie »überzieht ebene Flächen meilenweit mit einem äusserst dichten Rasen!«

Verbr. Mauritius, Bourbon, Madagascar, Seychellen, Comoren, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, chines. Inseln, Polynesien.

Zwischen allen als Arten aufgeführten Formen obiger Reihe kann ich keine Unterschiede finden, die als genügend zur Cha-

rakteristik der einzelnen sogenannten Arten gelten konnten, und vielleicht werden künftig noch andere Formen dieser Gruppe dem Schicksale verfallen müssen, hier eingereiht zu werden.

113. Aspidium funestum Kze.

Kze. Linn. IX. 96. Mett. Aspid. no. 169. Griseb. Fl. of brit. Westind. 690. Kuhn, Fil. Afric. 133.

Nephrodium funestum Hook. Sp. Fil. IV. 129, tab. 259.

Nephrodium subquinquefidum Hook. et Bak. Syn. Fil. 281, part.

Nephrodium protensum Baker in Mart. Flor. Brasil. Fil. p. 481, part., wo die Synonymie nachzusehen ist. — Aspidium Afz. Kuhn, Fil. Afric. 139

Samoa-Inseln: Powell no. 59!

Verbr. nach Hooker und Baker: Tropisches Afrika, Westindien, Brasilien, Guiana.

Ich kenne die Art von den Samoa-Inseln nicht, kenne dieselbe überhaupt zu wenig, um über die von Baker und Kuhn l. c. gegebene Synonymie entscheiden zu können. Ist dieselbe gerechtfertigt, so muss der Name Aspidium protensum (Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 36) als der älteste voranstehen.

114. Aspidium Harveyi Mett.

Mett. in Linn. XXXVI. 115. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 577.

»Sori superficiales ut in A. pteroide, a quo nervis liberis, s. rarissime anastomosantibus recedit.« Mett. l. c. 116.

Viti-Inseln: Harvey!

Verbr. Neue Hebriden.

115. Aspidium inaequilaterale Lssn.

Nephrodium inaequilaterale Baker in Hook. Bak. Syn. 454:

»Caudex tufted? stems 4—8 ft. long, including the frond, firm, erect, naked, glossy; lower pinnae 6—8 inch. long, 1 in. broad, cut down three-quarters to the rachis into close falcate lobes $^1/_8$ inch broad, those of the lower side of the pinnae shorter than those of the upper, and more oblique, especially towards the base; texture firm herbaceous; rachis and both surfaces naked; veinlets 12—18 on a side; sori near the midrib.«

Viti-Inseln: Milne!

Samoa-Inseln: Powell no. 114!

Vielleicht nur eine Form des Aspidium Brackenridgii Mett. (Lastrea attenuata Brack.), mit dem es in den allermeisten Punkten der Beschreibung sehr übereinstimmt.

116. Aspidium latifolium J. Sm.

J. Sm. in Hook. Journ. III. 410. (non Presl.)

Polypodium latifolium Forst. Prodr. no. 457. Sw. Syn. Fil. 29, 234. Willd. Sp. Pl. V. 205. Schkuhr, Farnkr. 49, tab. 24. Hook. et Arn. Beech. Voy. 74. Poir. Enc. Suppl. IV. 501.

Nephrodium latifolium Bak. in Hook. Bak. Syn. 297. Lyell, Geogr. Handb. 94, 211.

Drynaria latifolia Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 50, t. spec. — Phymatodes Pr. Tent. 196. (ex syn.)

Aspidium Forsteri Kze. Bot. Zeit. IV. 462; VI. 238. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 295; Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 240.

Aspidium irregulare Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 180, t. spec. orig. Mett. Aspid. no. 298, c.

Nephrodium irregulare Bak. in Hook. Bak. Syn. 298. Lyell, Geogr. Handb. 94, 211.

Aspidium melanocaulon Bl. En. Fil. Jav. 161. Hook. Sp. Fil. IV. 53. Mett. in Ann. M. B. I. 240. Miq. in Ann. M. B. IV. 162. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578. — Sagenia Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI. — Nephrodium Bak. in Hook. Bak. Syn. 296. Lyell, Geogr. Handb. 59, 211.

Aspidium microsorum Pr. Epim. 61. — Sagenia Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI.

Aspidium heteromeron Kze. herb. t. spec. orig.

Aspidium nigripes Hort.

Cardiochlaena subpinnatifida Fée, Gen. Fil. 315.

Viti-Inseln. Kanathia: Graeffe no. 466! Ovalau; »im Schatten der Bäume, überall in der Niederung an der Küste entlang«: Graeffe no. 84, 145! Daemel no. 25!

var. coriacea. Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 209! Mockeny: Daemel no. 24!

Milne! Seemann no. 747! Harvey!

Verbr. Sundainseln, Philippinen, Polynesien (nach Hook. u. Bak. Syn. l. c. Panama, Ecuador u. Guinea).

Auf den Viti-Inseln »Sasaloa« (»Saloa«?) genannt (Seemann).

117. Aspidium Leuzeanum Kze.

Kze. Bot. Zeit. IV. 474. Mett. Fil. Hort. Lips. 94, tab. 22, fig. 8, 9; Aspid. no. 276; Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 236. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat.

IV. 161. Ettingsh. Beitr. II. 71, tab. 14, fig. 2, 9, 10; Farnkr. 191, tab. 126 fig. 2, 3, 6, tab. 180 fig. 5.

Polypodium Leuzeanum Gaud. Freyc. Voy. 361, tab. 6.

Pleocnemia Leuzeana Pr. Tent. 184; Epim. 50. J. Sm. in Hook. Journ. III. 411; IV. 184. Hook. Gen. Fil. tab. 70 A, et tab. 97. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 183. Fée, Gen. Fil. 312. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 134. Moore, Index Fil. Gen. LXXXVII, tab. LXX, A.

Nephrodium Leuzeanum Hook. Sp. Fil. IV. 61. Hook. Bak. Syn. 295. Lyell, Geogr. Handb. 17, 27, 59, 93, 211.

Pleocnemia Cumingiana Pr. Epim. 50. Fée, Gen. Fil. 312.

Pleocnemia javanica Pr. Epim. 50.

Aspidium conjugatum Bl. En. Fil. Jav. 169. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 276, c. — Pleocnemia Pr. Epim. 259. Fée, Gen. Fil. 312.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 149! — Brackenridge! Harvey!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 424, 443! Upolu: Graeffe no. 529! — Powell no. 60! Brackenridge!

Verbr. Ostindien, Sundainseln, Molukken, Hinterindien, Philippinen, südl. China.

Unter den Graeffe'schen, meist sehr grossen Blättern, resp. Fiedern, findet sich ein Exemplar, welches auf der einen Seite durchweg einfach-, auf der anderen Seite der Rhachis doppelt-gefiedert-fiedertheilig ist.

118. Aspidium membranifolium Kze.

Kze. herb. et Bot. Zeit. VI. 261. — Mett. Pheg. u. Aspid. no. 270.

Nephrodium membranifolium Presl, Rel. Haenk. I. 36, tab. 5, fig. 3. Hook. Sp. Fil. IV. 131, tab. 261. Ettingsh. Farnkr. 180, tab. 119, fig. 11, tab. 122, fig. 1. Hook. Bak. Syn. 282. Lyell, Geogr. Handb. 27, 41, 58, 72, 85, 93, 106, 209.

Lastrea membranifolia Pr. Tent. 76. J. Sm. in Hook. Journ. III. 412.

Polypodium Milnei Hook. Sp. Fil. IV. 254.

Aspidium viridans Mett. msc. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578.

Polypodium laciniatum Forst. herb. t. spec. orig. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 270, c. — Hemitelia Spreng. Syst. IV. 126. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 583. Hook. Sp. Fil. I. 33.

Aspidium fuscipes Wall. Cat. no. 361, t. Hk.

Samoa-Inseln. Upolu, littorale Region: Graeffe no. 323! Daselbst, M. Tofua: Graeffe no. 316! Daselbst, ohne nähere Angabe: Graeffe no. 286, 290?, 302, 398! Tutuila: Graeffe no. 439! Samoa-Inseln, ohne genaue Angabe des einzelnen Fundortes: Graeffe no. 526, 550! — Powell no. 59, b!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 535!

Verbr. Madagascar, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, malayische Inseln, Philippinen, Neuholland, Neu-Caledonien, Neue Hebriden.

Die Nerven sind bei diesem Aspidium bald ganz frei, bald selten hie und da durch eine Queranastamose verbunden, bald treten Anastomosen etwas häufiger auf, besonders die Basalnerven zweier benachbarter Fiedersegmente verbindend (und zwar zunächst in der Regel an der Spitze der Fiedern erster oder zweiter Ordnung). In anderen Fällen tritt eine Basalanastomose fast regelmässig auf, hie und da zusammen mit zerstreut sich zeigenden Quernerven zwischen den letzten Venenentheilungen, wie dies besonders bei Graeffe's Nro. 290 von Upolu stattfindet, die sonst sehr mit dem Aspidium intermedium J. Sm. (Cuming no. XI. = Aspid. devexum Kze.) übereinstimmt. Graeffe's Nro. 550 von den Samoa-Inseln zeigt die Basalanastomose und die Queranastomosen zwischen den letzten Nervenendigungen so häufig und regelmässig, dass namentlich zu beiden Seiten des Mittelnerven der Fiedersegmente, sowie längs der Costa der Fiedern 2. Ordnung im unteren Theile des Blattes je eine Reihe schmaler, gestreckter Areolen auftritt. Es finden sich hier also ähnliche Verhältnisse, wie z. B. bei gewissen Arten der Gattung Lindsaya, und wahrscheinlich treten solche noch vielfach bei anderen Farnen auf. Fortgesetzte Untersuchungen dürften vielleicht manche der coursirenden Arten als durch verschiedene Nervenverzweigung ausgezeichnete Formen anderer Species nachweisen.

119. Aspidium Milnei Lssn.

Nephrodium Milnei Hook. Sec. Cent. of Ferns, tab. 62; Sp. Fil. IV. 143. Hook. Bak. Syn. 282. Lyell, Geogr. Handb. 93, 209.

Viti-Inseln. Bergwälder im Innern von Naviti Levu: Milne!

Sehr wahrscheinlich nur Form des Aspidium membranifolium Kze.

120 Aspidium molle Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 34; 1803, II. 280; Syn. 49. Willd. Sp. Pl. V. 246. Poir. Enc. Suppl. IV. 514. Spreng. Syst. IV. 101. Boj. Hort. Maur. 392. Berthel. et Webb, Phyt. canar. 437. Seub. Fl. azor. 16. Schmidt, Fl. caboverd. 132. Lowe, Ferns VI, tab. 30. Hook. et Arn. Beech. Voy.

256. Kze. Linn. XXIII. 228; IX. 92. Klotzsch, Linnaea XX. 368. Webb, Spic. Gorg. in Hook. Niger Flora 194. Mett. Fil. Hort. Lips. 91; Aspid. no. 246; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 76; Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 234. Ettingsh. Farnkr. 188, tab. 123, fig. 4, 6, 7; tab. 124, fig. 1. Miq. Ann. M. B. IV. 160. Link, Fil. Spec. 100. Hook. fil. Hdb. Fl. N. Zeal. 377. Thwait. Ceyl. 391. Benth. Fl. Hongk. 455. Bolle, Zeitschr. f. Erdk. N. F. I. 223. Griseb. Fl. brit. Westind. 693. Milde, Fil. Europ. 111. Schweinf. Beitr. 225. Kuhn, Fil. Afric. 137; Fil. Nov. Hebr. I. c. 578.

Nephrodium molle R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 149. Desv. Ann. Linn. VI. 258. Schott, Gen. Fil. Hook. Gen. Fil. tab. 48, B. Bory, Bél. Voy. II. 61. Hook. Sp. Fil. IV. 67. Fée, Gen. Fil. 305; Mém. X. 34; XI. 89. Goldm. in Nov. Act. XIX, Suppl. I. 463. Pr. Tent. 81. J. Sm. in Hook. Journ. III. 412; IV. 188; Bot. of the Herald 238, 428. Moore, Index Fil. Gen. LXXXVII, tab. LXX, B, fig. 1—4. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 40. Hook. Bak. Syn. 293. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 186. Bedd. Ferns of S. Ind. 29, tab. 84. Wawra, Brasil. 198. Lyell, Geogr. Handb. 9, 17, 27, 41, 85, 106, 141, 160, 177, 210. Baker in Mart. Fl. Brasil. Fil. 488, tab. 30, fig. 6—8. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 148.

Polypodium molle Jacq. Collect. III. 188; Icon. pl. rar. 640.

Polystichum molle Gaud. Freyc. Voy. 326.

Aspidium nymphale Forst. Prodr. no. 442, t. spec. orig. Schkuhr, Farnkr. 36, tab. 34.

Nephrodium nymphale Pr. Epim. 50. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 74.

Polystichum nymphale Gaud. Freyc. Voy. 330.

Aspidium appendiculatum Wall. Cat. no. 349 part. t. spec. — Nephrodium Pr. Epim. 47.

Aspidium canescens Wall. Cat. no. 354 part. — Nephrodium Pr. Epim. 49.

Aspidium discoideum Hornem. msc. t. Kuhn,

Aspidium parasiticum Sw. in Schrad. Journ. 1803, II. 280; Syn. Fil. 49. Willd. Sp. Pl. V. 246. Spreng. Syst. IV. 103. Bl. En. Fil. Jav. 158. — Nephrodium Desv. Ann. Linn. VI. 260. Pr. Tent. 81. Fée, Gen. Fil. 305. — Polypodium Linn. Spec. Pl. 7892.

Polypodium latebrosum Wall. t. spec. (Von Presl Tent. 62 als Alsophila latebrosa, Tent. 189 als Marginaria latebrosa bezeichnet).

Nephrodium Hilsenbergii Pr. Tent. 81; Epim. 47. Fée, Gen. Fil. 305.

Polypodium diversifrons Kl. ex Kze. Linn. XXIII. 278 ex parte, t. Mett. l. c.

Polypodium hirtum Arrab. Fl. flum. XI. 79.

Aspidium violascens Link, Hort. Berol. II. 116; Fil. Spec. 101. Kze. Linn. XXIII. 231. Mett. Fil. Hort. Lips. 91; Aspid. no. 247. Bolle, Bonpl. III. 123. Fée, Mém. XI. 89.

Aspidium deversum Kze. Linn. XXIII. 299, part.

Aspidium propinquum Hort.

Aspidium pulchrum Desv. Ann. Linn. VI. 256, t. Kuhn.

Aspidium patens Bl. En. Fil. Jav. 157, t. Mett. Schldl. Adumbr. 22. Pappe et Raws. Syn. 12. Moore in Hook. Journ. Bot. V. 227.

Aspidium polytrichum Schrad. mse. t. Bak. l. c.

Aspidium sclerophyllum Eat. in Pl. Wright. Cub. no. 1001, 1005, 1006 (non Kze.) t. Griseb. l. c.

Goniopteris asymmetrica Fée, Gen. Fil. 253.

Nephrodium patens J. Sm. Ferns Brit. and For. 140, t. Bak. l. c.

Nephrodium diversilobum Pr. Epim. 47. — Aspidium Mett. Pheg. u. Aspid. no. 239.

Aspidium amboinense Willd. Sp. Pl. V. 228. Poir. Enc. Suppl. IV. 509. Spreng. Syst. IV. 98. Bl. En. Fil. Jav. 148. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 251; Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 234. Miq. in Ann. M. B. IV. 160.

Nephrodium amboinense Pr. Tent. 81. Hook. Sp. Fil. IV. 75. Fée, Gen. Fil. 305. Hook. Bak. Syn. 292. Lyell, Geogr. Handb. 58, 210.

Viti-Inseln. Ovalau; montane Region, schattiger Wald: Graeffe no. 162! (var. amboinense.) Daemel no. 15! — Seemann! Harvey! Milne!

Samoa-Inseln. Upolu, M. Tofua: Graeffe no. 325! — Powell no. 78a! (und 78? die als »spec. near molle« bezeichnet wird.)

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 534! (Diese Nummer entspricht genau einem Theile der von mir verglichenen Exemplare von Aspidium canescens Wall. Cat. no. 351.)

Verbr. Algier, Madeira, canarische und capverdische Inseln, trop. Westafrika, Azoren, Capländer, trop. Ostafrika, Mauritius, Bourbon, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, China und chines. Inseln, Philippinen, Neuholland, Polynesien, trop. Amerika.

121. Aspidium pachyphyllum Kze.

Kze. Bot. Zeit. VI. 259. Mett. Fil. Hort. Lips. 95, tab. 21; Aspid. no. 286; Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 237. Miq. Ann. M. B. IV. 161. Hook. Sp. Fil. IV. 56. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578. Ettingsh. Beitr. II. 72; Farnkr. 182, tab. 128, fig. 10.

Nephrodium pachyphyllum Baker in Hook. Bak. Syn. 299. Lyell, Geogr. Handb. 59, 72, 94, 211.

Sagenia pachyphylla Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI.

Aspidium fissum et sanctum Hort.

Aspidium repandum J. Sm. Cat. Fil. cult. 52. (non Hook. Journ. III.)

Aspidium grande J. Sm. in Hook. Journ. III. 410. Hook. Sp. Fil. IV. 55. Mett. Aspid. no. 285.

Sagenia grande Moore, Index Fil. Gen. LXXXVI

Aspidium grandifolium Presl, Epim. 64.

Cardiochlaena laevis et sinuosa Fée, Gen. Fil. 315, 316.

Aspidium sitfolium Bl. En. Fil. Jav. 143 (excl. syn.) et macrophyllum l. c. 144 (excl. syn.) t. Mett.

Viti-Inseln. Viti Levu, im Innern der Insel: Graeffe no. 160, 478! Ovalau, montane Waldregion: Graeffe no. 64, 194, 202, 506! Daselbst, Mt. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 105! — Milne!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 358!

Tonga-Inseln. Futuna oder Hoorne Island: Graeffe no. 570!

Verbr. Sundainseln, Philippinen, Molukken, Neu-Guinea, Polynesien.

122. Aspidium patens Sw.

Sw. Syn. Fil. 49. Willd. Sp. Pl. V. 244. Spreng. Syst. IV. 101. Langsd. et Fisch. 15. Raddi, Fil. Brasil. 32, tab. 48. Schldl. in Linnaea V. 610. Kze. Linn. XVIII. 344; XXIII. 229; Bot. Zeit. IV. 473. Mett. Fil. Hort. Lips. 90; Aspid. no. 208. Ettingsh. Farnkr. 182, fig. 76, tab. 120, fig. 5, tab. 127, fig. 9. Grisebach, Fl. brit. Westind. 692. Fée, Mém. X. 30; XI. 82; Crypt. vasc. du Brésil 143.

Nephrodium patens Desv. Ann. Linn. VI. 256. Hook. Sp. Fil. IV. 95. Hook. Bak. Syn. 262. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 469, tab. 30, fig. 9, 10. Lyell, Geogr. Handb. 208 etc.

Polypodium patens Sw. Fl. Ind. occid. III. 1673. — Polystichum Gaud. Freyc. Voy. 329. — Lastrea Pr. Tent. 75. Hook. Gen. Fil. tab. 45, A. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 193. Moore, Index Fil. Gen. LXXXIX.

Etc. etc.

Viti-Inseln. Viti Levu; feuchte, waldige Berggegend der Südküste, 500′ üb. M.: Graeffe no. 43! Ovalau; montane Region, selten: Graeffe no. 553! Daemel no. 14! — Milne! Harvey! Cairns! Seemann!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 390! (fast kahle Form.) — Powell no. 75!

Verbr. Trop. Afrika, Japan, Polynesien, trop. und subtrop. Amerika.

Aspidium patens Sw. scheint durch Zwischenformen mit Aspidium molle Sw. verbunden zu sein und dürfte wohl bei weiterer Kenntniss seiner Formen und Verbreitung mit einigen Arten, die jetzt noch getrennt gehalten sind (wie A. Bergianum Mett. etc.), mit letzterer Art vereinigt werden. Von der vollständigeren Angabe der Synonyme ist hier, da mir das Material

fehlt, Abstand genommen und verweise ich daher auf Baker's Arbeit in Mart. Fl. Bras. l. c.

123. Aspidium pennigerum Sw.

Sw. Syn. Fil. 49, 250. Willd. Sp. Pl. V. 245. Spr. Syst. IV. 102. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 40. A. Rich. Voy. de l'Astrol. 67. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 367. Bartl. Ind. sem. hort. Goett. 1854, p. 8. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 249, b.

Polypodium pennigerum Forst. Prodr. no. 444, t. spec. Schkuhr, Farnkr. 17, tab. 22. Hook. Sp. Fil. V. 7. Hook. Bak. Syn. 317. Lyell, Geogr. Handb. 85, 213.

Goniopteris pennigera J. Sm. in Hook. Journ. IV. 54; Cat. Fil. cult. 21. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 40. (non Pr. Tent. 183; Fée, Gen. Fil. 250.)

Nephrodium pennigerum Desv. Ann. Linn. VI. 259. Presl, Reliq. Haenk. I. 35. — Polystichum Gaud. Freyc. Voy. 328.

Aspidium Cunninghami Kze. Linn. XXIII. 225?

Goniopteris costata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 28, t. spec. orig. — Polypodium Hook. Sp. Fil. V. 7. Hook. Bak. Syn. 316. Lyell, Geogr. Handb. 94, 212.

Goniopteris longissima Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 29, tab. 5. — Polypodium Hook. Sp. Fil. V. 7.

Goniopteris glandulifera Brack. l. c. 29. t. spec. orig. — Aspidium Mett. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 577. — Polypodium Brackenridgii Hook. Sp. Fil. V. 9.

Nephrodium transversarium Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 187, t. spec. orig. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 253, f.

Polypodium Adenopteris Kze. herb. t. spec. orig. — Aspidium Mett. Pheg. u. Aspid. no. 255.

Aspidium nitidulum Kze. herb. t. spec. orig. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 249, c. — Nephrodium Pr. Epim. 46.

Aspidium hirsutum Kze. herb. Mett. Aspid. no. 256. — Nephrodium J. Sm. in Hook. Journ. III. 412. Presl, Epim. 48. Fée, Gen. Fil. 305. Hook. Sp. Fil. IV. 70, tab. 240, B. Hook. Bak. Syn. 291. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 46. — (var.: Blattstiel, Rhachis u. Oberseite der Fiedern sammt Mittelrippe derselben stärker borstig behaart.)

Aspidium rhomboideum Wall. Cat. no. 364 partim, t. spec.

Viti-Inseln. Viti Levu; ebene Region, im Schatten der Gebüsche: Graeffe no. 76! Ovalau: Daemel no. 13! — Brackenridge!

Samoa-Inseln. Tutuila, montane Region: Graeffe no. 414, 447, 448! Upolu, littorale Region: Graeffe no. 357! Savai: Brackenridge! Graeffe no. 255! —

Verbr. Philippinen, Neuseeland, Gesellschaftsinseln, Neue Hebriden.

123. a. Aspidium polycarpon Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 156. Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 233. Miq. Ann. M. B. IV. 159.

Aspidium Javanicum Mett. Aspid. no. 245.

Nephrodium Javanicum Hook. Fil. exot. tab. 61; Spec. Fil. IV. 67.

Aspidium heterodon Bl. En. Fil. Jav. 157.

Aspidium brachyotus Bl. herb. Lugd. Bat.

Mesochlaena javanica R. Br. Horsf. Pl. jav. I. 5. J. Sm. in Hook. Journ. III. 13; IV. 189. Mett. Fil. Hort. Lips. 96, tab. 18, f. 13. Kze. Linn. XXIII. 267, 342. Lowe, Ferns VII, tab. 15.

Mesochlaena moluccana R. Br. ex Kze. bot. Zeit. VII. 883. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 189.

Mesochlaena asplenioides J. Sm. Hook. Journ. IV. 189.

Sphaerostephanos J. Sm. in Hook. Gen. Fil. tab. 24. Kze. Farnkr. I. 20, tab. 11. 12.

Stegnogramme Mesochlaena, Moluccana et Javanica Fée, Gen. Fil. 204.

Lastrea microchlaena De Vriese in herb. Kze.

Polypodium villosum Wall. (t. Sm. l. c.)

Polypodium caudigerum Wall. Cat. no. 298..

Didymochlaena polycarpa Baker in Hook. Bak. Syn. 248. Lyell, Geogr. Handb. 57, 206.

Samoa-Inseln: Powell no. 79! (Seem. Journ. l. c.)

Verbr. Hinterindien, Sundainseln.

124. Aspidium pteroides Mett.

Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 234. Miq. in Ann. M. B. IV. 158. Ettingsh. Beitr. II. 66; Farnkr. 186, tab. 123, fig. 5, 10, 11.

Nephrodium pteroides J. Sm. Cat. Fil. cult. 54. Hook. Bak. Syn. 289. Lyell, Geogr. Handb. 16, 27, 41, 58, 72, 93, 210.

Nephrodium terminans Hook. Sp. Fil. IV. 73, part.

Synonymie bei Mett. l. c.

Samoa-Inseln: Powell no. 115!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, südl. China, Philippinen, Queensland.

125. Aspidium Richardi Hk.

Hook. Sp. Fil. IV. 23, tab. 222. Hook. Bak. Syn. 253. Lyell, Geogr. Handb. 84, 93, 207.

Viti-Inseln. Nach Hooker-Baker's Syn. l. c. hier vorkommend.

Verbr. Neuseeland.

126. Aspidium rubiginosum Lssn.

Lastrea rubiginosa Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 204. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 176, b.

Nephrodium rubiginosum Hook. Spec. Fil. IV. 143. Hook. Bak. Syn. 280. Lyell, Geogr. Handb. 93, 209.

Nephrodium Fijiense Hook. Sec. Cent. of Ferns, tab. 67.

Lastrea tenuifolia Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 119. Mett. Aspid. no. 272 c. — Nephrodium Hk. Sp. Fil. IV. 144. Hook. Bak. Syn. 278. Lyell, Geogr. Handb. 93, 209. — Aspidium Lssn. in Collect. Graef. (non Mett. Linn. XXXVI. 122.)

Viti-Inseln. Naviti Levu: Milne no. 159! Bergregion, nicht häufig. Ovalau: Graeffe no. 2, 515, 513! Daemel no. 36, 37!

Verbr. Sandwich-Inseln.

Die von Dr. Graeffe gesammelten Exemplare, denen leider der untere Theil des Blattstieles fehlt, konnte ich mit einem Fragmente der Lastrea tenuifolia Brack. im Kunze'schen Herbarium vergleichen, mit der sie ganz und gar übereinstimmen. Andererseits kann ich dieselben nicht von Nephrodium Fijiense Hk. (der Abbildung und Beschreibung nach) trennen. Lastrea rubiginosa Brack. sah ich nicht, doch unterliegt es nach Hooker's Beschreibung und sonstigen Angaben wohl keinem Zweifel, dass diese Species mit den anderen in Zusammenhang steht.

Vgl. Phegopteris dicksonioides Mett. Linnaea XXXVI. 118.

127. Aspidium setigerum Kuhn.

Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578.

Nephrodium setigerum Baker in Hook. Bak. Syn. 284. Lyell, Geogr. Handb. 16, 27, 41, 58, 72, 85, 93, 210.

Cheilanthes setigera Bl. En. Fil. Jav. 138, et var. tanacetifolia herb. Lugd. Bat. t. Metten. Kze. bot. Zeit. VI. 213. — Hypolepis Hk. Sp. Fil. II. 62.

Polypodium setigerum Pr. herb.

Polypodium trichodes Reinw. J. Sm. in Hook. Journ. III. 394. Lowe, Ferns II. tab. 2. Kze. Bot. Zeit. VIII. 62. — Phegopteris J. Sm. Cal. Fil. cult. 17; Bot. of the Herald, 425. — Hypolepis Fée, Gen. 146.

Aspidium uliginosum Kze. Linnaea XX. 6; XXIII. 231; Bot. Zeit. VI. 263. Mett. Fil. Hort. Lips. 94; Aspid. no. 171; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV, 74; Ann. M. B. I. 229. Miq. Ann. M. B. IV. 157. Ettingsh. Farnkr. 178, tab. 110, fig. 5, 6.

Polystichum pruinosum-Miq. in herb. Kze.

Polypodium tenuicaule Wall. Cat. no. 335.

Polypodium tenericaule Wall. in Hook. Journ. IX. 335. Benth. Fl. Hongk. 459. — Nephrodium Hook. Sp. Fil. IV. 142, tab. 259. — Lastrea Moore, Ind. Fil.

Aspidium stimulosum Kaulf. herb. no. 2256, t. Mett.

Aspidium paludosum Hort.

Lastrea leucolepis Pr. Epim. 39.

Polypodium ornatum Wall. Cat. no. 327, t. spec. orig Hook. Kew Gard. Misc. IX, 354. — Phegopteris Fée, Gen. Fil. 243. Mett. Pheg. u. Asp. no. 65, d.

Phegopteris aspera Bl. herb. — Polypodium Zipp. t. Mett.

Cheilanthes stenophylla Kze. bot. Zeit. VI. 212. — Hypolepis Moore, Index Fil. Gen. XXXIX.

Polypodium pallidum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 18, t. spec. orig. Hook. Spec. Fil. IV. 266.

Polypodium nemorale Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 16, t. spec. orig. Hook. Spec. Fil. IV. 266.

Polypodium consanguineum Presl, herb. t. Metten. l. c.

Lastrea conjugata Teysm. et Binnend. in hort. Bogor. t. Miq. l. c.

Viti-Inseln. t. Mett. l. c.

Samoa-Inseln. Tutuila, montane Region: Graeffe no. 461! Brackenridge!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, südl. China, Japan, Neu-Caledonien, Neue Hebriden, Sandwich-Inseln, Gesellschaftsinseln, Neuholland.

128. Aspidium squamigerum Lssn.

Nephrodium squamigerum Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 106. Mett. Aspid. no. 274, d. Hook. Spec. Fil. IV. 144, tab. 270. Hook. Bak. Syn. Fil. 280. Lyell, Geogr. Handb. 93, 209.

Lastrea squamigera Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 198; t. spec. orig.

Viti-Inseln. Siehe Hook. Sp. l. c.

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 332!

Verbr. Sandwich- und Gesellschaftsinseln.

Die wenigen Exemplare Graeffe's stimmen recht gut mit den von Brackenridge auf den Gesellschaftsinseln gesammelten Exemplaren der Lastrea squamigera überein.

129. Aspidium subtriphyllum Hk.

Hook. Sp. Fil. IV. 52. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578.

Nephrodium subtriphyllum Bak. in Hook. Bak. Syn. 296. Lyell, Geogr. Handb. 211, etc.

Sagenia subtriphylla Bedd. Ferns of S. Ind. 81, tab. 242; Ferns of brit. India I. tab. 48.

Samoa-Inseln: Powell no. 46!

Verbr. Mascarenen, Ceylon, Hinterindien, China, Polynesien, Panama, Ecuador. (Hook. Bak. l. c.)

Vgl. Aspidium rivale Metten. Linnaea XXXVI. 120.

130. Aspidium truncatum Gaud.

Gaud. Freye. Voy. 332, tab. 10. (im Texte Polystichum, im Msc. u. auf der Tafel Aspidium!). Mett. Pheg. u. Aspid. no. 254. Ettingsh. Farnkr. 185, tab. 124, fig. 13—15; Beitr. tl. 65. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 234. Miq. Ann. M. B. IV. 160. Kuhn, Fil. Afric. 143; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578. Lowe, Ferns VII, tab. 12.

Polystichum truncatum Gaud. l. c.

Nephrodium truncatum Pr. Tent. 84. Hook. Bak. Syn. 294. Lyell, Geogr. Handb. 27, 41, 59, 72, 85, 93, 210.

Polypodium truncatum Poir. Enc. V. 534. Desv. Ann. Linn. VI. 239.

Nephrodium prismaticum Desv. Ann. Linn. VI. 256.

Aspidium rhomboideum Wall. partim.

Aspidium caudiculatum Sieb. Syn. Fil. exs. Kze. Linn. XXIV. 280. Mett. Aspid. no. 250. Ettingsh. Farnkr. 188, tab. 125, fig. 3, 4, 6, tab. 126, fig. 8.

Nephrodium caudiculatum Presl, Tent. 84; Epim. 46. Fée, Gen. Fil. 305.

Aspidium mascarenense Kaulf. in Spreng. Syst. IV. 101.

Aspidium abortivum Bl. En. Fil. Jav. 154. Mett. Fil. Hort. Lips. 91.

Aspidium abruptum Bl. En. Fil. Jav. 154. — Nephrodium Hook. Spec. Fil. IV. 78, tab. 241, B, part.

Aspidium decurtatum Kze. Linn. XXIII. 299. — Nephrodium Fée, Gen. Fil. 305.

Nephrodium Hudsonianum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 188, tab. 25, t. spec. orig. Mett. Pheg. u. Aspid. no. 254, b.

Viti-Inseln. Ovalau, Gebirgswälder: Graeffe no. 79! Daemel no. 65! — Harvey!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 438! Upolu: Graeffe no. 556!

Verbr. Mauritius, Bourbon, Madagascar, Ceylon, Ostindien, Hinterindien, Sundainseln, Neuholland, Polynesien.

131. Aspidium velutinum A. Rich.

A. Rich. Voy. de l'Astrol. 70. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. bot. Mag. II. 367. Mett. Aspid. no. 275.

Nephrodium velutinum Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 39, tab. 80 (auf der Tafel irrthümlich als N. molle bezeichnet). Hook. Spec. Fil. IV. 145. Hook. Bak. Syn. 281. Lyell, Geogr. Handb. 85. 209.

Lastrea velutina Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 198.
Polypodium Kippistianum F. Müll. herb. t. Mett. l. c.
Aspidium pentangularum Col. Tasm. Phil. Journ. t. Hk. fil. l. c.

Neuseeland. Neuholland.

»We have similar but not quite identical plants from Queensland and Fiji.« (Hook. Bak. l. c.)

Höchst wahrscheinlich ist diese Pflanze nur eine kleinere, stärker behaarte Form des Aspidium rubiginosum, mit dem sie sonst der Abbildung und Beschreibung nach auffallende Aehnlichkeit hat. Bestätigt sich die Vermuthung, so muss A. Richard's Name als der ältere vorangestellt werden.

18. Oleandra Cav.

Tab. XVI et XVII, fig. 67—74.

Die Gattung Oleandra gehört zu denjenigen Farngattungen, deren Artenumgrenzung von jeher einem vielfachen Wechsel unterlegen hat. Bald war es die Länge des Blattstieles, vorzüglich die Lage der Articulation oder das Längenverhältniss des Phyllopodium zum eigentlichen Blattstiele, bald die Form der Blattbasis, dann wieder die regelmässigere oder unregelmässigere Stellung der Sori in einer oder mehreren Reihen, die Richtung der Indusienöffnung: welche als Ausgangspunkt für die Aufstellung von Arten angenommen wurde. Dazu kamen Behaarung der Blätter, dichtere oder entferntere Stellung derselben, vorzüglich aber auch die Richtung des Rhizomes und seiner Aeste. Wie sehr variabel indessen alle aufgeführten Merkmale sind, muss sich jedem unbefangenen Beobachter aufdrängen, welcher eine grössere Formenreihe, besonders aber recht üppige lebende Exemplare, wie sie u. A. der Leipziger Garten besitzt, aufmerksam mustert. Die so sehr verschiedene Gestalt der Blattbasis und die Längenverhältnisse des Blattstieles zeigen uns z. B. die Umrissfiguren auf Tab. XVI, fig. 53—66 und Tab. XVII, fig. 67—74, die treu nach lebenden Pflanzen unseres Gartens entworfen wurden. Fig. 53—65 sind von zwei unter dem Namen Oleandra articulata Pr. vorhandenen Pflanzen und zwar Fig. 53—61 von dem einen, Fig. 62—65 von dem zweiten Exemplare. Dazu stellen die Figuren 53—56 die Basen der auf einander folgenden Blätter eines und

desselben Sprosses in der durch die Reihe der Zahlen angedeuteten Altersfolge dar, und ebenso gehören Fig. 60 u. 61, 62 u. 64, sowie 63 und 65 gleichen Sprossen an. Ein einziger Blick genügt, um die hier sich darbietenden Verschiedenheiten aufzufassen. Dasselbe gilt von den Figuren 66—69, die von Oleandra hirtella Miq. und zwar von einem Originalexemplare, und von den Figuren 70—74, welche von einem Originalexemplare der Oleandra zeylanica Klotzsch hergenommen sind. — Zahlreiche Messungen, in Tabellen zusammengestellt, welche mir jetzt vorliegen, stellen diese Resultate noch greller dar. So schwankt bei den als O. articulata cultivirten Pflanzen die Länge des Phyllopodium bei 36 Blättern zwischen 7 und 51 Millim., die Länge des ganzen Blattstieles (mit Einschluss des Phyllopodium) von 9—55 Millim. Bei 27 Blättern der Oleandra hirtella ergab sich die Länge des Phyllopodium als zwischen 1 und 8 Millim., die des ganzen Blattstieles zwischen 3 und 11 Millim. schwankend, während bei O. zeylanica an 34 Blättern die Variationen des Phyllopodium von kaum 1—12 Millim., die des ganzen Blattstieles 7—52 Millim. betrugen.

Demselben ausgedehnten Wechsel unterliegt die Behaarung der Blätter einer und derselben Pflanze, wenn auch einzelne Formen sich durchweg durch grössere Kahlheit, andere durch stärkere Behaarung auszeichnen. Die Haare zeigen zweierlei Form. Sie sind entweder kurze, zwei- oder auch dreizellige Drüsenhaare mit keulig angeschwollener Endzelle, oder längere, bisweilen sehr lange, fünf- bis sechs- oder mehrzellige, einfache Haare, deren Scheidewände, besonders die oberen, häufig schief sind. Die ersteren scheinen am Blattrande seltener vorzukommen, finden sich dagegen bei vielen Formen der Gattung um so häufiger auf den Blattflächen, während die letzteren am häufigsten auf Mittelrippe, Nerven und am Blattrande angetroffen werden, doch keineswegs darin einem bestimmten Gesetze, das als Artcharacter auftreten könnte, folgen.

Aehnliches liesse sich von den übrigen, oben genannten Theilen der Pflanze sagen. Es ist daher kein Wunder, wenn sogar Mettenius, dem bei seinen späteren Arbeiten oft der geringfügigste Umstand genügend zur Aufstellung neuer Arten erschien, die bisher allgemein gebräuchlichen Merkmale verwarf. Derselbe

spricht sich in Miquel's Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 240 folgendermassen über die Gattung aus:

»Species Oleandrae ex rhizomatis crescendi et ramificandi modo, ut ex dispositione foliorum in sectiones tres naturales discedunt. Sectioni primae rhizoma est repens horizontale, folia disticha plerumque aequaliter evoluta gerens, ut ex gr. in O. nodoso Presl. Sectionibus caeteris rhizoma est scandens eum foliis multifariis, quorum plurima omnino supprimuntur et plane abortiunt, numero minora evolvuntur. Haec partim distantia partim approximata. — In sectione secunda folia evoluta et approximata lateri rhizomatis superiori i. e. coelo adverso inserta sunt, axisque rhizomatis, his foliis evolutis, inclinatur et e directione plus minus adscendente cum parte foliata petita in horizontalem transit et ergo supra folia ista spuric semiverticillata genuflexus apparet. Ramus autem singulus ad dextram et sinistram in latere utroque rhizomatis supra genu emergit. Hujus sectionis est O. musaefolia Kunze. — In sectione tertia folia evoluta et approximata spuric verticillata axim circumcirca occupant et axis directionem adscendentem striete persequitur. Rami autem numerosiores e variis locis rhizomatis emergunt. Typus hujus sectionis est O. neriiformis Cav.«

»Species caeterum omnes Olcandrae appendicibus paraphysaeformibus pedicellis sporangiorum insertis, quales jam Brackenridge et Karsten iconibus reddiderunt, praeditae sunt, et omnes quoad formam, inprimis basin foliorum, petioli longitudinem, sororum dispositionem s. densiorem s. laxiorem et directionem indusii multifarie variant.«

Ob indessen die von Mettenius bezeichneten Sectionen diejenige Bedeutung haben, die ihnen beigelegt wird, müssen weitere Untersuchungen und Experimente am lebenden Material entscheiden. Es ist sehr leicht möglich, dass die angegebenen Verschiedenheiten, die Art des Wachsthums, nur durch locale Einflüsse (Licht etc.) bedingt sind: dass die Stellung der Blätter und Aeste, respective das Fehlschlagen einzelner derselben im Zusammenhange steht mit dem Orte des Vorkommens, ob das betreffende Individuum auf dem Boden fortkriechen muss, oder an Baumstämmen emporklimmen, oder aber einzelne Aeste oder den grössten Theil seines Rhizomes frei hängen lassen kann. Die noch jetzt als Arten geltenden

Glieder dieser Gattung wären dann weiter nichts als Formen einer einzigen weit verbreiteten, sehr variabeln Art, eine Auffassung, die nichts Unmögliches enthält und welche auch Hance bereits andeutet, wenn er nach einigen Bemerkungen über die Gattung im Allgemeinen sagt: »The length from the caudex to the articulation of the stipes, the distance of the sori from the costa, the different position of the indusium-sinus with regard to it, the breath, outline, and greater or less downiness of the frond, varied so much in the copious specimens of my O. Chinensis found last year by Mr. Simpson, as to satisfy me that it is inseparable from O. neriiformis Cav.; and I am, indeed, strongly inclined to believe, that there is after all but one variable species known. Non of the characters given are at all constant in a number of specimens from the same locality.« (Dr. H. F. Hance: Some remarks on the classification of Ferns. — Seem. Journ. of Bot. IV. — 1866 — pag. 257.)

Ohne hier jetzt auf weitere Andeutungen einzugehen, gebe ich die Synonymie der typischen Form, der sämmtliche Pflanzen Graeffe's angehören.

132. Oleandra neriiformis Cav.

Cavan. Demonstr. 253, no. 623. Presl, Tent. 78; Epim. 42. Kze. bot Zeit. IX. 348. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 213. Hook. Fil. exot. tab. 58; Spec. Fil. IV. 156. Fée, Gen. Fil. 304. Moore, Index Fil. Gen. LXXXIX, tab. LXXII, A. Lowe, Ferns VII. tab. 16. J. Sm. in Hook. Journ. III. 414; IV. 197. Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 241. Ettingsh. Beitr. II. 73, tab. 13, fig. 5; Farnkr. 194, tab. 127, fig. 5. Hook. Bak. Syn. 302. Lyell, Geogr. Handb. 28, 42, 59, 72, 94, 160, 177, 241. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. p. 494. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 264.

Aspidium neriiforme Sw. Syn. Fil. 42 et 237. Willd. Sp. Pl. V. 242. Desv. Ann. Linn. VI. 243. Poir. Enc. Suppl. IV. 507. Spreng. Syst. Veg. IV. 95. Bl. En. Fil. Jav. 140. Kze. Farnkr. I. 35, tab. 18; Bot. Zeit. IV. 461. Presl, Reliq. Haenk. I. 28.

Aspidium pistillare Sw. in Schrad. Journ. 1801, I. 30.

Ophiopteris verticillata Reinw. Syll. II. 3.

Aspidium Salaccense Bl. En. Fil. Jav. 140. Kze. Bot. Zeit. IV. 461; VI. 237; t. spec.

Aspidium neriiforme β Salaccense Bl. l. c. add.

Oleandra Salaccensis Kze. Bot. Zeit. IX. 349.

Aspidium bantamense Bl. En. Fil. Jav. 141. — Oleandra Kze. Bot. Zeit IX. 349.

Aspidium micranthum Bl. En. Fil. Jav. 141 — Oleandra Kze. Bot. Zeit. IX. 349.

Aspidium phyllarthron Kze. Bot. Zeit. VI. 237, t. spec. orig. — Oleandra Kze. Bot. Zeit. IX. 349. Presl, Epim. 42. Fée, Gen. Fil. 304.

Aspidium lomatopus Kze. herb. t. spec. orig.; Bot. Zeit. VI. 238. — Oleandra Kze. Bot. Zeit. IX. 346. Pr. Epim. 43. Fée, Gen. Fil. 304.

Oleandra hirtella Miq. msc. t. spec. orig. Kze. Bot. Zeit. VI. 238; Linn. XXIII. 271, 344. Mett. Fil. Hort. Lips. 96. Fée, Gen. Fil. 304. Kze. Farnkr. II. 70, tab. 129.

Oleandra pilosa Hook. Gen. Fil. tab. 45 B. Miq. Diar. Inst. Bat. 1843, p. 6. J. Sm. in Lond. Journ. of Bot. I. 199.

Oleandra mollis Pr. Epim. 44.

Oleandra Trujulensis Karst. Fl. Columb. I. 147, tab. 73. Mett. Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 248.

Aspidium pendulum Splitg. En. Fil. Surin. 24; t. Bak. l. c.

Oleandra hirta Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 214, tab. 29. Hook. Sp. Fil. IV. 157.

Oleandra ciliata Kl. msc. Kuhn, Linn. XXXVI. 126; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 578.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 63, 512! — Milne! Brackenridge! Seemann no 750!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region, M. Tofua: Graeffe no. 336! Savai, montane Region: Graeffe no. 230! — Powell!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, China, Philippinen, Neu-Guinea, Neue Hebriden, trop. Südamerika.

19. Didymochlaena Desv.

133. Didymochlaena lunulata Desv.

Desv. Ann. Linn. VI. 282. Kze. Farnkr. I. 203. Mett. Fil. Hort. Lips. 99; Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 260. Hook. Gard. Ferns tab. 17; Spec. Fil. IV. 5. Ettingsh. Farnkr. 203, tab. 135, fig. 4, 5, 8. Mett. Fil. Lechl. I. 22. Kze. Linn. XXIII. 250. Griseb. Fl. of brit. Westind. 688. Moore, Index Fil. Gen. LVI, tab. XLIII A; Spec. 349. Kuhn, Fil. Afric. 157; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 285. Hook. Bak. Syn. Fil. 248. Lyell, Geogr. Handb. 57, 93, 105, 139, 158, 176, 206. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 15. Baker in Mart. Flor. Brasil. Fil. 459, tab. 29, fig. 7, 8; tab. 45, fig. 5.

Didymochlaena sinuosa Desv. Ann. Linn. VI. 28; Berl. Mag. V. 303. Presl, Tent. 90, tab. 2, fig. 28. Hook. Gen. Fil. tab. 8. Spreng. Syst. IV. 69. Bl. En. Fil. Jav. 195. Kaulf. En. Fil. 184. Link, Fil. Spec. 115. Kze. Linnaea IX. 73. Klotzsch, Linnaea XX. 362. J. Sm. in Hook. Journ. III. 413. Fée, Gen. Fil. 247; Mém. XI. 44. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 462.

Poir. Enc. Suppl. V. 653. Gaud. Freyc. Voy. tab. 12, fig. 3. Mart. Jc. pl. crypt. Brasil. 95, tab. 28 et 29, fig. 1. Ettingsh. Farnkr. 203, tab. 135, fig. 13. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 82. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 209.

Monochlaena sinuosa Gaud. Freyc. Voy. 340.

Adiantum lunulatum Houtt. Syst. XIII. 252, tab. 100, fig. 1.

Didymochlaena truncatula J. Sm. in Hook. Journ. IV. 196. Lowe, Ferns VI. tab. 4. J. Sm. Cat. Fil. 61. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. III. 321, fig. 65.

Didymochlaena dimidiata Kze. Linnaea XVIII. 122; Farnkr. I. 200, tab. 84. Fée, Gen. Fil. 217. Pappe et Raws. Syn. Fil. 15. Moore, Index Fil. Gen. LVI; Spec. 319. Ettingsh. Farnkr. 203, tab. 129, fig. 3; tab. 142, fig. 9, 10.

Aspidium squamatum Willd. Sp. Pl. V. 256. — Didymochlaena squamata Desv. Ann. Linn. VI. 282.

Aspidium truncatulum Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 36; Syn. Fil. 52 et 252. Willd. Sp. Pl. V. 256. Poir. Enc. Suppl. IV. 516.

Diplazium pulcherrimum Raddi, Fil. Brasil. 42, tab. 59.

Asplenium fruticosum Arrab. Fl. Flum. XI. tab. 104.

Aspidium cultratum Pr. Del. Prag. I. 174.

Aspidium squamosum Poir. Enc. Suppl. IV. 521.

Tegularia adiantifolia Reinw. Syll. II. 3.

Lonchitis ramosa Plum. 43, tab. 56.

Viti-Inseln. Gebirge im Innern von Viti Levu: Graeffe no. 494! — Milne! Brackenridge! Seemann no. 751!

Verbr. Trop. Westafrika, Capländer, Madagascar, Comoren, Ostindien, Hinterindien, Java, Philippinen, trop. Amerika.

20. Nephrolepis Schott.

134. Nephrolepis cordifolia Presl.

Presl, Tent. 79. Kze. Linn. XXIII. 267. Hook. Bak. Syn. Fil. 300. Lyell, Geogr. Handb. 17, 42, 85, 142, 160, 177, 211. Baker in Mart. Flor. Brasil. Fil. 491, tab. 46, fig. 6a. Ettingsh. Farnkr. 204, tab. 133, fig. 1, 3, 4, 5.

Polypodium cordifolium L. Sp. Pl. 1549.

Aspidium cordifolium Sw. Syn. Fil. 45. Willd. Sp. Pl. V. 226. Spreng. Syst. IV. 99.

a. tuberosa Bak. in Mart. Flor. Brasil. 491.

Aspidium tuberosum Bory in Willd. Sp. Pl. V. 234. Spr. Syst. IV. 98. — Nephrodium Bory, Dup. Voy. 268. Desv. Ann. Linn. VI. 252. Link, Hort. Berol. II. 126; Fil. Spec. 109.

Nephrolepis tuberosa Pr. Tent. 79. Kze. Bot. Zeit. VI. 236; Linn. XXIII. 268; XXIV. 277. Fée, Gen. Fil. 349. J. Sm. in Hook. Journ. III. 413; IV. 197. Mett. Fil. Hort. Lips. 100. Milde, Fil. Europ. 170. Hk. Sp. Fil. IV. 151. Boj. Hort. Maur. 390. J. Sm. Bot. of the Herald 429. Lowe, Ferns

VII. tab. 25. Kuhn, Fil. Afric. 156. Bedd. Ferns of S. Ind. 33, tab. 92. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 580; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 285. Ettingsh. Farnkr. 204, tab. 146, fig. 21, 22. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 79. Moore, Index Fil. Gen. XC, tab. LXXII, fig. 5.

Aspidium edule Spr. Syst. IV. 98. — Nephrodium Don.

Aspidium imbricatum Kaulf. in Spr. Syst. IV. 97. Bl. En. Fil. Jav. 146.

Nephrolepis imbricata Pr. Tent. 79. Fée, Gen. Fil. 319.

Nephrodium imbricatum Boj. Hort. Maur. 392.

Nephrodium semihastatum Boj. msc. t. Kuhn l. c.

Aspidium auriculatum Wall. Cat. no. 2223, t. Kuhn.

Aspidium sublanosum Wall. Cat. no. 365 pt. t. Kuhn.

Nephrodium delicatulum Decaisne in Jacqem. Voy. 178, tab. 179.

Nephrolepis rhizodes Kze. bot. Zeit. VI. 236.

Aspidium exaltatum Wall. Benth. Fl. Hongk. 453, part.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 203! — Milne! Brackenridge! Oldham!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 249! — Powell no. 181!

b. pectinata Baker in Mart. Fl. Brasil. Fil. 192, tab. 31, fig. 13, 14.

Nephrolepis pectinata Schott. Gen. Fil. Presl, Tent. 80. J. Sm. in Hk. Journ. IV. 197. Moore, Index Fil. Gen. XC. Kze. Linn. XXIII. 268. Mett. Fil. Hort. Lips. 100. Ettingsh. Farnkr. 204, tab. 135, fig. 11, 12. Lowe, Ferns VII. tab. 18. Mett. Fil. Lechl. I. 22.

Aspidium pectinatum Willd. Sp. Pl. V. 223. Spreng. Syst. Veg. IV. 97. Griseb. Fl. brit. Westind. 688. — Nephrodium Lk. Hort. Berol. II. 125.

Aspidium trapezoides Schkuhr, Farnkr. 30, tab. 29, b. — Nephrodium Schkuhrii Link, Fil. Spec. 109 (ex syn.). Fée, Gen. Fil. 319; Mém. XI. 92; Crypt. vasc. du Brésil 150.

Nephrolepis occidentalis Kze. Linn. XVIII. 343. Sturm, Fil. Chil. 36.

c. pendula Bak. l. c. 192.

Aspidium pendulum Raddi, Fil. Brasil. 30, tab. 45.

Nephrolepis pendula J. Sm. Hook. Journ. IV. 197. Fée, Gen. Fil. 319; Crypt. vasc. du Brésil 150. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 8. Mett. Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 260. — Nephrodium Gaud. Freyc. Voy. 337.

var. d. undulata Mett. msc. Kuhn, Fil. Afric. 156.

Aspidium undulatum Afz. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 32; Syn. Fil. 45. Willd. Sp. Pl. V. 223. Spreng. Syst. IV. 99.

Nephrolepis undulata J. Sm. Kze. Linn. XXIII. 268, 313. Fée, Gen. Fil. 319. Lowe, Ferns VII. tab. 20. Moore, Index Fil. Gen. XC.

Verbr. Capverdische Inseln, trop. Westafrika, Mauritius, Bourbon, Madagascar, Abyssinien, Comoren, Ostindien, Ceylon,

Sundainseln, Philippinen, südl. China, südl. Japan, trop. Neuholland, Norfolk-Insel, Neuseeland, trop. Amerika.

135. Nephrolepis ramosa Moore.

Moore, Index Fil. Gen. LXXXIX. Hook. Bak. Syn. Fil. 301. Kuhn, Fil. Afric. 156; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 286. Lyell, Geogr. Handb. 42, 59, 72, 85, 94, 107, 211.

Aspidium ramosum Pal. Beauv. Fl. d'Owar. II. 53, tab. 91.

Aspidium Palisotii Desv. Berl. Mag. V. 320; Ann. Linn. VI. 246.

Aspidium repens Willd. herb. t. Kuhn.

Aspidium obliteratum Spr. Syst. IV. 99.

Nephrodium obliteratum RBr. Prodr. Fl. N. Holl. 148. Poir. Enc. Suppl. IV. 87.

Nephrolepis obliterata J. Sm. in Hook. Journ. IV. 197. Fée, Gen. Fil. 319. Thwait. Ceyl. 393. Hook. Sp. Fil. IV. 154. Bedd. Ferns of S. India 83, tab. 251.

Adiantum? sublobatum Schum. K. Dansk. Ved. Afh. IV. 235.

Nephrolepis repens Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 209, t. spec. orig. Moore, Index Fil. Gen. XC.

Nephrolepis trichomanoides J. Sm. in Hook. Journ. III. 413. Kze. bot. Zeit. VI. 236. Presl, Epim. 44. Moore, Index Fil. Gen. XC.

Lepidoneuron trichomanoides Fée, Gen. Fil. 301.

Polypodium auritum Pal. Beauv. mse. t. Kuhn, l. c.

Polypodium? Beckleri Hook. Sp. Fil. IV. 224, t. Hook. Bak. Syn. l. c.

Aspidium subpectinatum Bl. En. Fil. Jav. 145.

Viti-Inseln. Ovalau; littorale Zone, an Bäumen: Graeffe no. 146! Daemel no. 60! — Brackenridge! Milne! Seemann no. 745, 831!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 306, 354! Tutuila: Graeffe no. 270! — Powell no. 28!

Verbr. Trop. Westafrika, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Neuholland, Philippinen, Gesellschaftsinseln.

Die Graeffe'schen Nummern 146 und 306 entsprechen genau den Brackenridge'schen Exemplaren von Nephrolepis repens und sind der Jugendzustand dieser Art.

136. Nephrolepis biserrata Schott.

Schott, Gen. Fil. Presl, Tent. 79. J. Sm. in Hook. Journ. III. 413. Ettingsh. Farnkr. 204, tab. 134, fig. 10; tab. 135, fig. 14, 15. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 79. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 462. Moore, Index

Fil. Gen. XC. Kuhn, Fil. Afric. 155; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 580; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 286.

Aspidium biserratum Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 32; Syn. Fil. 46, 242. Schkuhr, Farnkr. 34, tab. 33. Willd. Sp. Pl. V. 231. Poir. Enc. Suppl. IV. 510. Spreng. Syst. IV. 98. Boj. Hort. Maur. 390. Benth. Fl. Hongk. 454.

Nephrodium biserratum Pr. Rel. Haenk. I. 31. Gaud. Freyc. Voy. 338. Desv. Ann. Linn. VI. 253.

Lepidoneuron biserratum Fée, Gen. Fil. 301. — Hypopeltis Bory, Bél. Voy. II. 65.

Aspidium splendens Willd. Sp. Pl. V. 220. Bl. En. Fil. Jav. 147. Spreng. Syst. IV. 100. Kaulf. En. Fil. 232.

Nephrodium splendens Gaud. Freyc. Voy. 337. Desv. Ann. Linn. VI. 253. Bory, Dup. Voy. 268. Boj. Hort. Maur. 392.

Nephrolepis splendens Pr. Tent. 79. Kze. Bot. Zeit. IV. 460; VI. 237. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 242, t. spec. Moore, Index Fil. Gen. XC, tab. LXXII.

Nephrolepis exaltata β biserrata Bak. in Mart. Flor. Brasil. Fil. 493, tab. 31. fig. 6—10.

Aspidium acutum Sw. Syn. 46. Willd. Sp. Pl. V. 221. Poir. Enc. Suppl. IV. 508. Schkuhr, Farnkr. 32, tab. 31, A. Spreng. Syst. IV. 99.

Nephrodium acutum Desv. Ann. Linn. VI. 253. Pr. Rel. Haenk. I. 31.

Nephrolepis acuta Pr. Tent. 79. Hook. Sp. Fil. IV. 153. Hook. Bak. Syn. 301. Lyell, Geogr. Handb. 241 etc.

Nephrodium timorense Desv. Ann. Linn. VI. 253.

Aspidium gibbosum Willd. Sp. Pl. V. 222. Poir. Enc. Suppl. IV. 508. Spreng. Syst. IV. 99. Desv. Ann. Linn. VI. 247.

Nephrodium gibbosum Gaud. Freyc. Voy. 338.

Nephrolepis gibbosa Pr. Tent. 79. Ettingsh. Farnkr. 203, tab. 134, fig. 3.

Aspidium punctulatum Sw. Syn. Fil. 46, 245. Willd. Sp. Pl. V. 220. Spreng. Syst. IV. 99. Griseb. Fl. brit. Westind. 688.

Nephrolepis punctulata Presl, Tent. 79. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 197. Moore, Index Fil. Gen. XC. Mett. Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 260.

Lepidoneuron punctulatum Fée, Gen. Fil. 301, tab. 23, C, fig. 1.

Aspidium acuminatum Willd. Sp. Pl. V. 221.

Nephrodium acuminatum Desv. Ann. Linn. VI. 253.

Nephrolepis acuminata Pr. Tent. 79. J. Sm. Hook. Journ. IV. 197.

Lepidoneuron acuminatum Fée, Gen. Fil. 301.

Aspidium paraënse Willd. Sp. Pl. V. 228. Spreng. Syst. IV. 97.

Nephrolepis paraënsis Pr. Tent. 79.

Nephrolepis platyotis Kze. Linn. XXIII. 268, 312. Mett. Fil. Hort. Lips. 100. Moore, Index Fil. Gen. XC.

Nephrolepis Zollingeriana De Vriese, Ned. Kruidk. Arch. I, p. 10; Ann. sc. nat. VI. 114. Kze. Linn. XXIII. 268, 313.

Aspidium articulatum Sieb. Syn. Fil. exsicc.

Viti-Inseln. Ovalau: trockne, sonnige Hügel — mit Thonboden — der littoralen Zone: Graeffe no. 133! 153! — Milne! Harvey! Seemann!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 548! Upolu, littorale Zone: Graeffe no. 374! Daselbst, montane Region: Graeffe no. 310, 345! und M. Tofua: no. 349! Tutuila: Graeffe no 454! — Powell no. 82, 83! Brackenridge!

Verbr. Trop. Afrika, Cap, Madagascar, Mauritius, Bourbon, Comoren, Seychellen, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Neu-Guinea, Philippinen, südl. China, trop. Neuholland, Polynesien, trop. Amerika.

137. Nephrolepis hirsutula Pr.

Pr. Tent. 79. J. Sm. in Hook. Journ. IV. 197; III. 413. Lowe, Ferns VII. tab. 21. Kze. Bot. Zeit. IV. 459; Linn. XXIII. 268. J. Sm. in Bot. of the Herald 429. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 6. Moore, Index Fil. Gen. XC. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 79. Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 285. Ettingsh. Farnkr. 204, tab. 132, fig. 8, 9.

Polypodium hirsutulum Forst. Prodr. no. 439. Poir. Enc. V. 531.

Aspidium hirsutulum Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 32; Syn. Fil. 45, 241. Willd. Sp. Pl. V. 232. Schkuhr, Farnkr. 33, tab. 33. Poir. Enc. Suppl. IV. 510. Bl. En. Fil. Jav. 146. Spreng. Syst. IV. 98.

Nephrodium hirsutulum Desv. Ann. Linn. VI. 253. Pr. Rel. Haenk. I. 32. Gaud. Freyc. Voy. 339.

Lepidoneuron hirsutulum Fée, Gen. Fil. 301.

Nephrolepis exaltata γ hirsutula Bak. in Mart. Flor. Brasil. Fil. 493. Hook. Bak. Syn. 301.

Aspidium biserratum var. β subhirsutum Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 256.

Aspidium pilosum Langsd. et Fisch. Icon. Fil. 14, tab. 16. Willd. Sp. Pl. V. 233. Poir. Enc. Suppl. IV. 511.

Nephrolepis pilosa Pr. Tent. 79.

Aspidium tomentosum Willd. Sp. Pl. V. 234.

Nephrodium regulare Desv. Ann. Linn. VI. 252.

Nephrolepis acutangula Pr. Tent. 79; Epim. 43, t. Kuhn l. c.

Nephrolepis Wallichiana Pr. Tent. 79, t. Kuhn. Ettingsh. Farnkr. 204, tab. 134, fig. 5, 6.

Aspidium exaltatum Wall. Cat. no. 1031 part. Benth. Fl. Hongk. 453 part.

Aspidium Schkuhrii Bl. En. Fil. Jav. 147, t. Kuhn. l. c.

Viti-Inseln. Ovalau, sonnige Hügel der littoralen Zone: Graeffe no. 33, 87, 147! — Seemann no. 744!

Samoa-Inseln. Upolu, littorale Zone: Graeffe no. 366!

Daselbst, montane Region: Graeffe no. 309! Tutuila: Graeffe no. 441, 460!

Tonga-Inseln., Uvea: Graeffe (no. 2 in Seem. Journ. l. c.)! Futuna od. Hoorne-Isl.: Graeffe no. 573!

Verbr. Ostindien, Sundainseln, Neu-Guinea, südl. China, Philippinen, trop. Neuholland, Polynesien, trop. Amerika.

Nephrolepis hirsutula Pr. und N. biserrata Schott werden von Baker in Martius Fl. Brasil. l. c. als Varietäten der N. exaltata Schott aufgeführt, nachdem schon Hooker erstere Art zu N. exaltata gezogen hatte (Sp. Fil. l. c. — Syn. l. c.). In der That ist die Verwirrung in der Synonymie der hierher gehörenden Formen sehr gross, da offenbar Zwischenformen, namentlich in Bezug auf Behaarung, zu existiren scheinen, deren Stellung zweifelhaft ist. Wenn ich hier nicht dem Beispiele Baker's folge, so geschieht dieses einzig deshalb, weil mir das nöthige grössere Material für Entscheidung der Frage nicht zu Gebote steht, obgleich ich sehr zu der Annahme geneigt bin, dass die hier in Rede stehenden Arten nichts weiter als Formen einer weit verbreiteten sehr variabelen Art sein dürften. Aus demselben Grunde habe ich auch einige sonst hierher gezogene Namen vorläufig fehlen lassen und die Verbreitung nur in den mir als sicher bekannten Standorten angegeben.

138. Nephrolepis altescandens Bak.

Bak. in Hook. Bak. Syn. 301. Lyell, Geogr. Handb. 72, 85, 94, 185, 211.

Polypodium alte-scandens Colla, pl. chil. fasc. ult. 48. Metten. Polypod. no. 90. Hook. Sp. Fil. IV. 248. Sturm, Fil. Chil. 11.

Polypodium procurrens Kze. Annal. pter. 47.

Samoa-Inseln: t. Bak. l. c. (Powell no. 130? »Polypodium sp. near altescandens.«)

Verbr. Queensland, N. S. Wales, Juan Fernandez.

»This differs from the preceeding (N. ramosa) by its firmer texture, crenate pinnae, and by not turning at all black when dried. Both have the stem usually jointed a short distance above the base, as in J. Smith's Arthropteris. N. tenuis, Moore, is a small form, and N. repens of Brackenridge apparently belongs in part to this, and in part to N. ramosa.«

Mir unbekannt.

21. Davallia Sm.

139. Davallia heterophylla Sm.

Tab. XVII, fig. 75—78.

Sm. Act. Taur. V. 415. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 86; Syn. Fil. 130, 337. Willd. Sp. Pl. V. 465. Bl. En. Fil. Jav. 229. Spreng. Syst. Veg. IV. 118. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 230. Pr. Tent. 128. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 11. Hook. Sp. Fil. I. 152. Kze, Bot. Zeit. IV. 458; VIII. 53. Hook. Fil. exot. tab. 27. Lowe, Ferns VIII. tab. 19. Hook. Bak. Syn. 88. Kuhn, Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 288. Lyell, Geogr. Handb. 50, 193.

Humata heterophylla J. Sm. Hook. Journ. III. 416. Desv. Ann. Linn. VI. 323. Hook. Gen. Fil. tab. 114, B. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 100. Moore, Index Fil. Gen. XCII.

Humata ophioglossa Cav. Demonstr. 273, no. 678. Fée, Gen. Fil. 322, tab. 26 A, fig. 1. J. Sm. in Lond. Journ. of Bot. I. 425. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 236. Mett. Fil. Hort. Lips. 102. Ettingsh. Farnkr. 206, tab. 133, fig. 2, 6; tab. 139, fig. 4.

Humata pinnatifida Cav. Demonstr. 273, no. 679. Fée, Gen. Fil. 322. Ettingsh. Farnkr. 206, tab. 145, fig. 11.

Davallia pinnatifida Sw. Syn. Fil. 130. Willd. Sp. Plant. V. 465. Spreng. Syst. IV. 118. Presl, Tent. 128. Poir. Enc. Suppl. V. 351. Gaud. Freyc. Voy. 371.

Davallia lobulosa Wall. Cat. no. 241. Pr. Tent. 128.

Viti-Inseln: Seemann no. 759!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 415! Savai; in der montanen Region selten, in zierlichen Guirlanden von den hohen Waldbäumen herabhängend: Graeffe no. 220! — Powell no. 16!

Verbr. Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Mariannen, Polynesien.

var. angustata

Davallia angustata Wall. Cat. no. 242. Kze. Bot. Zeit. VIII. 53. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 231. Hook. Sp. Fil. I. 152. Hook. Bak. Syn. 88. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 286. Lyell, Geogr. Handb. 50, 193.

Humata angustata J. Sm. Hook. Journ. III. 416; Lond. Journ. of Bot. I. 425. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 237. Moore, Index Fil. Gen. XCII.

Pachypleuria angustata Pr. Epim. 98. Fée, Gen. Fil. 322.

Davallia angustifolia Roxb. Crypt. 51.

Verbr. Hinterindien, Borneo.

Grosse, reichblätterige Guirlanden dieser schönen Davallia zeigen auf demselben Rhizome einen Formenwechsel in den fertilen Blättern, der mich veranlasst, die Davallia angustata Wall. nur als eine locale Varietät, nicht als Art, aufzufassen, wobei die stumpferen Spreuschuppen am Rhizome derselben als Artcharakter eben keine wesentliche Bedeutung haben. An die normalen, tief buchtig-fiederspaltigen fructificirenden Blätter reihen sich zunächst solche, deren Lappen kürzer und breiter sind und dann die in Fig. 75 — auf Tafel XVII — wiedergegebenen Formen, bei denen der Rand nur noch unregelmässig gekerbt erscheint, die Sori nur stellenweise noch zweireihig sich finden (eben da, wo die Crenaturen stärker hervortreten) und das fertile Blatt auf halbe oder weniger als halbe Breite reducirt ist. Breitere Exemplare dieser Art, wie das in Fig. 76 gegebene, erinnern bereits deutlich an die Form der Davallia angustata. Diesen schliessen sich dann Formen wie Fig. 78 an, Gestalten, die im unteren Blatttheile den sterilen, in der oberen Hälfte der Spitze der fertilen Blätter gleichen, während die Fig. 77 uns ein Blatt zeigt, das seiner Form nach vom normal sterilen Blatte nicht zu unterscheiden ist, welches jedoch an seiner Spitze die Sorusreihe der Davallia angustata trägt. Andere solcher Blätter sind auch im mittleren oder unteren Theile fructificirend, alle werden durch zahlreiche Uebergänge verbunden und abgelöste Blätter der entwickeltsten angustata — Form, würden, wenn man ihren Ursprung nicht kennt, ohne Zweifel für gute Exemplare dieser sogenannten Art gelten. Auch bei Exemplaren der Davallia heterophylla von den Philippinen habe ich ähnliche Abweichungen beobachtet, und ebenso bildet Beddome (l. c.) ein Blatt ab, welches in Grösse und allgemeinem Umriss den sterilen Blättern gleicht, aber mit Ausnahme der Spitze tief gekerbt ist und an der Basis 4 Querreihen Sori trägt.

Einen ähnlichen Formenwechsel zeigen auch die sterilen Blätter. Nicht nur, dass die Breite im Verhältniss zur Länge sehr variabel ist; auch die Form der Spitze ist veränderlich und die der Basis variirt vom ziemlich tief Herzförmigen zum Lanzettlichen (so bei Cuming's no. 335). Der Rand der sterilen Blätter ist oft halbwegs zur Mittelrippe fiederspaltig, bald nur an der Basis oder Spitze, bald in seinem ganzen Verlaufe, oder er ist

tief gekerbt oder unregelmässig gelappt. Einzelne seiner Lappen zeigen dann manchmal zerstreute Sori.

140. Davallia sessilifolia Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 231. Hook. Sp. Fil. I. 154. Kze. Bot. Zeit. VI. 215; VIII. 54; Farnkr. II. 17, tab. 107. Hook. Bak. Syn. 89. Kuhn in Miq. Ann. M. B. IV. 289. Lyell, Geogr. Handb. 50, 89, 193.

Pachypleuria sessilifolia Presl, Epim. bot. 98. Fée, Gen. Fil. 322.

Humata sessilifolia Mett. Fil. Hort. Lips. pag. 102. Ettingsh. Farnkr. 207, tab. 139, fig. 3.

Humata polypodioides Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 228, tab. 32, f. 1, t. spec. orig.

Viti-Inseln: Brackenridge! Milne!

Verbr. Java, Celebes.

141. Davallia Gaimardiana Pr.

Presl, Tent. Pterid. 128. Kuhn, Fil. Nov. Hebr. l. c. 580; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 287.

Nephrodium Gaimardianum Gaud. Freyc. Voy. 335, tab. 12, fig. 1.

Humata Gaimardiana J. Sm. in Lond. Journ. of Bot. I. 425. Mett. Fil. Hort. Lips. 102, tab. 27, fig. 11, 12. Ettingsh. Farnkr. 207, tab. 137, fig. 4, 6, 7. Moore, Index Fil. Gen. XCII, tab. LXXIV, fig. 6, 7.

Davallia parallela Wall. Cat. no. 251. Kze. bot. Zeit. VIII. 53. Hook. Sp. Fil. I. 153, tab. 42, A. Hook. Bak. Syn. Fil. 89. Lyell, Geogr. Handb. 50, 89, 193. Mett. Fil. N. Cal. in Ann. sc. nat. Sér. IV. vol. XV. 79.

Pachypleuria parallela Pr. Epim. bot. 98. — Humata parallela Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 229. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 99.

Pteroneuron parallelum Fée, Gen. Fil. 320, tab. 25, B, fig. 1.

Davallia intermarginalis Bl. Enum. Fil. Jav. 230. Hook. Sp. Fil. I. 154. — Pachypleuria intermarginalis Pr. Epim. 98.

Davallia multiflora Roxb. Crypt. 53.

Davallia pectinata Sm. Act. Taur. V. 414. Sw. Syn. Fil. 130. Willd. Sp. Pl. V. 465. Spreng. Syst. Veg. IV. 118. Bl. En. Fil. Jav. 229. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 139. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75. Hook. Sp. Fil. I. 153. Kze. Bot. Zeit. VIII. 53. Presl, Tent. Pterid. 128. Hook. Bak. Syn. 89. Lyell, Geogr. Handb. 69, 89, 193.

Humata pectinata J. Sm. in Hook. Journ. III. 416; Lond. Journ. of Bot. I. 425. Desv. Ann. Linn. VI. 323. Moore, Index Fil. Gen. XCII.

Pachypleuria pectinata Pr. Epim. 98. Fée, Gen. Fil. 322.

Viti-Inseln: Milne!

Samoa-Inseln. Savai, in der Küstenregion am Fusse

der Brodfruchtbäume: Graeffe no. 250! Tutuila: Graeffe, no. 408! — Powell, no. 17 (l. c.)!

Verbr. Hinterindien, Sundainseln, Molukken, Philippinen, Polynesien.

Alle angegebenen, sogar von Hooker und Baker noch festgehaltenen Merkmale, welche die Davallia parallela Wall. von Davallia pectinata Sm. trennen sollen, taugen nicht. An einer und derselben Pflanze finden sich, sowohl was Form, Theilung etc. des Blattes und der Fiedern, als auch die Stellung der Sori betrifft, alle nur denkbaren Uebergänge. Die Lappen des basalen Fiederpaares sind bald zahlreich, bald nur spärlich vorhanden. Manchmal sind sie — wie bei Davallia parallela — auf einen einzigen, dann oft verlängerten, reducirt, oder sie fehlen auch ganz. Oft zeigen die gegenüberstehenden Fiedern desselben Blattes diese Verschiedenheiten. An einem der mir zahlreich vorliegenden Exemplare sind die beiden untersten Fiedern an beiden Rändern tief fiedertheilig, die ersten Fiederlappen lanzettlich, bis über $^1/_2$ Zoll lang, wie das ganze Blatt reich fructificirend. Das folgende Fiederpaar ist sehr gross gesägt und zeigt an der Basis zwei Reihen Sori, deren eine halbwegs zwischen Rand und Mittelrippe, die andere auf den Zähnen verläuft. Die übrigen Blätter desselben Rhizomes sind normal gebildet.

Die Stellung der Sori, die bei Davallia parallela den grössten Theil des Raumes zwischen Mittelrippe und Rand einnehmen, bei Davallia pectinata submarginal sein sollen, wechselt ebenfalls mannigfaltig auf demselben Rhizome. Bald stehen sie, wie in der Mehrzahl der Fälle, in letzterer Weise, bald aber auch genau in der Mitte zwischen Costa und Fiederrand, beiderseits einen beträchtlichen Raum lassend, und bei schmalfiedrigen Formen tritt, besonders bei reifem Sorus, das von Davallia parallela angegebene Verhältniss ein.

142. Davallia alpina Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 231. Hook. Sp. Fil. I. 155. Kze. Bot. Zeit. VI. 215; VIII. 54. Hook. Bak. Syn. Fil. 89, part. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 580; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 287. Lyell, Geogr. Handb. 51, 89, 193, part.

Humata alpina Moore, Index Fil. Gen. XCII.

Humata botrychioides Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 231, tab. 32, fig. 2, l. spec. orig.

Davallia botrychioides Hook. Bak. Syn. Fil. 90. Lyell, Geogr. Handb. 89, 193.

Davallia serrata Brack. l. c. 230, t. spec. orig.

Davallia serrata β major Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 79.

Viti-Inseln. Ovalau; M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 101! und hinter Lefuka auf dem Gipfel eines 3000′ hohen Berges zwischen schuhhohem Moose und Hymenophyllum-Rasen: Graeffe, no. 116! — Brackenridge! Milne!

Samoa-Inseln: Powell no. 136! Brackenridge!

Verbr. Sundainseln, Neu-Caledonien, Neue Hebriden.

Unter den Exemplaren der Graeffe'schen Nro. 116 findet sich ein fertiles Blatt, welches in Bezug auf Theilung der Fiedern und Masse der Blattsubstanz genau die Mitte zwischen normalen sterilen und fertilen Blättern dieser Art hält, und ein anderes, das den Uebergang zwischen dem eben erwähnten und dem normal fertilen Blatte vermittelt.

143. Davallia ferulacea Moore.

Moore, Index Fil. Spec. 294. Davallia trichomanoides Hook. second Cent. of Ferns, tab. 64 (non Blume!). Hook. Bak. Syn. 92. Lyell, Geogr. Handb. 89, 194.

Viti-Inseln. Viti Levu, bei Namusi: Graeffe no. 52! »Wooded mountains, Naviti Levu: Milne!« (Hook. l. c.)

Dieser ausgezeichnete, bis jetzt nur von den Fidschiinseln bekannte Farn, welcher mir in schönen Exemplaren vorliegt, wird mit Recht von Hooker als die eleganteste Art der Gattung bezeichnet. Das Rhizom einer vollständigen, etwa $^1/_2$ Meter hohen Pflanze mit 4 Blättern ist von der Stärke eines Gänsekieles, schief aufsteigend, dunkelbraun und ziemlich dicht mit den stehen bleibenden Blattstielbasen, sowie mit starken, ästigen Wurzelfasern ringsum bedeckt. Die Blätter sind in Folge ihrer Zartheit getrocknet sehr zerbrechlich. Neben den Pflanzen lag ein vollständiger Schurz, aus mit einem Baststricke zusammengeflochtenen, bis 5 Zoll langen Fiedern dieser Art gefertigt, mit der Notiz Graeffe's: »Flügelkleid einer Schönen Viti's, der getrocknete Liku eines eingeborenen Mädchens. Er ist gänzlich aus diesem Farn bereitet und doch das alleinige Kleidungsstück desselben. Natürlich bedeckt es, um die Hüften geschlungen, eben nur die Schamtheile: ein vitianisches Feigenblatt.«

144. Davallia alata Bl. (non Sm.)

Bl. Enum. Fil. Jav. 230. Hook. Sp. Fil. I. 153. Kuhn in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 289.

Pachypleuria alata Pr. Epim. 98.

Prosaptia alata Pr. herb. t. Kuhn. l. c.

Davallia Emersoni Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 105. Hook. Sp. Fil. I. 161. Kze. Bot. Zeit. VIII. 69. Mett. Fil. Hort. Lips. 101. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 240. Thwait. Ceyl. 389. Bedd. Ferns of S. India 6, tab. 20. Hook. Bak. Syn. 94. Lyell, Geogr. Handb. 34, 51, 194.

Prosaptia Emersoni Pr. Tent. 166. Fée, Gen. Fil. 324. Moore, Index Fil. Gen. XCIV.

Ctenopteris platynotus Kze. herb. t. spec. orig.

Davallia serraeformis Wall. Cat. no. 249. Hook. Icon. plant. I, tab. 93.

Polypodium serraeforme J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 394 (Cuming no. 261, t. spec.).

Davallia Preslii Hook. Sp. Fil. I. 161. Kze. Bot. Zeit. VIII. 79. — Prosaptia pinnatifida Pr. Tent. 166, tab. 6, fig. 25. — Prosaptia Preslii Fée, Gen. Fil. 324. — Davallia pectinata Herb. Meyen (non Sm.). Goldm. N. Act. XIX. Suppl. I. 465.

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 257! Upolu, mont. Reg. M. Tofua: Graeffe no. 312! — Powell no. 123!

Verbr. Vorderindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen.

Unter der Cuming'schen Nro. 261 von den Philippinen finden sich Blätter, die in Textur und Tiefe der Theilung mit den typischen Formen übereinstimmen, jedoch mit Davallia contigua Sw. die fructificirenden Zähne (1—6) an der Fiederspitze gemeinsam haben. Auch bei den Graeffe'schen Exemplaren sind dieselben hie und da angedeutet. In Betreff der Synonymie habe ich nach dem Vorgange Kuhn's (Miq. Ann. l. c.) den von Blume gegebenen Namen vorangestellt.

145. Davallia contigua Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1799, II. 271; 1800, II. 86; Syn. Fil. 130, 339. Willd. Sp. Plant. V. 465. Spreng. Syst. Veg. IV. 118. Bl. En. Fil. Jav. 230. Hedw. Fil. fasc. IV. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 141. Hook. Sp. Fil. I. 161. Kze. bot. Zeit. IV. 458; VIII. 70. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 79; Fil. Hort. Lips. 101. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 241. Bedd. Ferns of S. India 6, tab. 19. Thwait. Ceyl. 389. Kuhn, Fil. N. Hebr. I. c. 580;

Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 289. Hook. Bak. Syn. Fil. 94. Lyell, Geogr. Handb. 34, 51, 90, 194.

Trichomanes contiguum Forst. Prodr. no. 463.

Humata contigua Desv. Ann. Linn. VI. 323.

Prosaptia contigua Pr. Tent. 166. Fée, Gen. Fil. 324, tab. 27, A, fig. 1. Moore, Index Fil. Gen. XCIV, tab. LXXVI, B.

Polypodium contiguum J. Sm. Hook. Journ. of Bot. III. 394; IV. 47.

Viti-Inseln. Ovalau, an Bäumen der Bergregion: Graeffe no. 15, 199! Daselbst, M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 103! Viti (Levu?): Graeffe no. 518! — Seemann no. 722! M'Gillivray!

Samoa-Inseln: Brackenridge!

Verbr. Ceylon, Java, Borneo, Philippinen, Polynesien.

146. Davallia pentaphylla Bl.

Bl. Enum. Fil. Jav. 232. Kze. Bot. Zeit. IV. 458; VIII. 71; Farnkr. II. 19, tab. 108. J. Sm. Lond. Journ. of Bot. I. 428. Hook. Sp. Fil. I. 163. Moore, Index Fil. Gen. XCIII; Spec. 298. Mett. Fil. Hort. Lips. 101. Hook. Fil. exot. tab. 37. J. Sm. in Hook. Journ. III. 416. Moore et Houlst. Gard. Mag. Bot. IV. 325 cum tab. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 241, tab. 35, fig. 1. Lowe, Ferns VIII. tab. 18. Hook. Bak. Syn. 94. Lyell, Geogr. Handb. 51, 194.

Scyphularia pentaphylla Fée, Gen. Fil. 325, tab. 26, B, fig. 1.

Stenolobus pentaphyllus Pr. Epim. 99.

Humata pinnata Desv. Ann. Linn. VI. 324, tab. 8, fig. 1.

Davallia pinnata Mett. msc. Kuhn in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 288. (non Cavan.)

Davallia triphylla Hook. Spec. Fil. I. 162, tab. 46, A. Kze. Bot. Zeit. VIII, 70. Hook. Bak. Syn. Fil. 94. Mett. Fil. Hort. Lips. 101. Moore, Index Fil. Spec. 302. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 105. Lyell, Geogr. Handb. 51, 194.

Scyphularia triphylla Fée, Gen. Fil. 325.

Stenolobus triphyllus Pr. Epim. 99.

Davallia pycnocarpa Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 242, tab. 35, fig. 2 (t. spec. origin.). Moore, Index Fil. Spec. 299. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 581.

Viti-Inseln. Ovalau, »ein seltenes Farnkraut, das im Gebirgswalde nahe Lefuka an einem Baume emporkletternd gefunden wurde«: Graeffe no. 488! — Brackenridge! M'Gillvray!

Verbr. Singapore, Sundainseln, Philippinen, Neue Hebriden.

Die von Graeffe gesammelten Exemplare dieser Davallia gleichen einerseits in den grösseren Formen genau der Brackenridge'schen Davallia pycnocarpa, andererseits in minder entwickelten

Individuen so sehr der Davallia pentaphylla Bl., dass ich keinen Anstand nehme, beide Formen sammt Davallia triphylla Hook. zu einer Art zu vereinigen. Die Theilung des Blattes, auf die für D. pyenocarpa so grosses Gewicht gelegt wird, ist eben sehr variabel, wie selbst die von Brackenridge gesammelten Pflanzen zeigen. Bei grösseren Individuen sind die beiden untersten, länger als die übrigen gestielten Fiedern bald gepaart, bald an der Basis selber entweder mit längeren secundären Fiedern oder auch mit mehr oder weniger entwickelten Fiederlappen versehen, und häufig zeigt auch das zweite Fiederpaar an seiner Basis ziemlich lang ausgebildete Fiedersegmente. Die Anzahl der Fiederpaare steigt bis auf 4 und eine Endfieder.

Die Indusien sind bald halbcylindrisch, schmal, dicht neben einander unmittelbar randständig und die Fiedern dann ganzrandig; bald durch schwache Einschnitte an der Mündung, oder auch völlig durch halbwegs bis zur Mittelrippe gehende von einander getrennt: so bei den Pflanzen von Graefee, Braekenridge u. A. In anderen Fällen stehen die Sori vom Rande entfernt, sogar auf der Mitte des Raumes zwischen Fiederrand und Mittelrippe; ersterer ist dann entweder normal ganz, wie ich dies bei wild auf Java gesammelten Exemplaren sah, oder er ist wie beim sterilen Blatte gesägt, wie es im Leipziger Garten cultivirte Pflanzen zeigen. Exemplare von Zollinger's no. 841 von Java besitzen endlich randständige, sehr breite, halbkreisförmige, oft (sammt den sie tragenden Nerven) sehr weit aus einander gerückte Indusien, lauter Verhältnisse, die sich durch weitere Angaben noch vermehren liessen und wohl genügend auf die Unbeständigkeit der Art hindeuten.

147. Davallia (Eudavallia) Graeffei Lssn. n. sp.

Taf. XVIII.

Rhizom lang kriechend, bis 2 Mmtr. im Durchmesser, wenig ästig, dicht mit anfänglich hellbraunen, später dunkelbraunen und hellrandigen, lanzett-pfriemlichen, am Rande oft fein gesägten oder gewimperten Spreuschuppen bedeckt. — Blätter zweireihig in meist zollweiten Abständen, sterile und fertile verschieden. — Sterile Blätter in der Regel kürzer gestielt, als die fertilen und

häufig auch ihre Lamina kleiner; ihr Blattstiel bis 10 Cmtr. lang, halbrund, oberseits mit einer schwachen Furche, an der Basis mit Spreuschuppen besetzt, ähnlich denen des Rhizomes, aber kleiner; Lamina eiförmig-deltoid, bis 11 Cmtr. lang und 9 Cmtr. breit, lederig, in der unteren Hälfte dreifach-gefiedert-fiedertheilig, die Fiedern wenig schräg aufwärts abstehend, oft fast horizontal; unterste Fiedern erster Ordnung opponirt oder fast opponirt, deltoid, ihre Fiedern zweiter Ordnung alternirend, die untersten bis zur schmal geflügelten Costa tief fiedertheilig, die Fiederlappen eilanzettlich, an der Spitze abgerundet, am Rande undeutlich gross gekerbt, mit der Nervation der Davallia solida Sw., ihre oberen Fiedern zweiter Ordnung wie die Blattspitze; mittlere primäre Fiedern alternirend, ihre secundären Fiedern nur noch im unteren Theile tiefer eingeschnitten, die Segmente ganzrandig, eilanzettlich bis lanzettlich, stumpf; Blattspitze wie die Spitzen der primären Fiedern einfach gefiedert bis fiedertheilig, die Fiedern oval bis breit lanzettlich, bis zur breit geflügelten Mittelrippe ziemlich tief fiedertheilig, oder die letzten gross gekerbt bis ganzrandig. — Fertile Blätter mit bis 12 Cmtr. langem Blattstiel, ihre Spreite deltoid, bis 12 Cmtr. lang und 8 Cmtr. breit, im unteren Theile fünffach-gefiedert-fiedertheilig, die Fiedern unter ziemlich spitzem Winkel (45°) aufwärts abstehend; Costa der Fiedern erster und zweiter Ordnung nicht oder kaum merklich geflügelt, oberseits abgeflacht und mit einer Längsfurche, diejenige der Fiedern dritter Ordnung sehr schmal, diejenige vierter Ordnung etwas breiter geflügelt; Fiedern letzter Ordnung mehr oder minder tief fiedertheilig, die Segmente oval bis eiförmig, am Ende abgestutzt und beiderseits mit einem oft ziemlich langen, hornartigen Zahne, oder derselbe auf der äusseren Seite häufig bedeutend stärker entwickelt. — Sori einzeln auf jedem Segmente, dasselbe meistens fast ganz einnehmend, und dann am Rande nur schmal geflügelt. Indusium in der Form ähnlich demjenigen der Davallia pyxidata Cav., halb-becherförmig, am oberen Ende beiderseits ganz angeheftet oder auf kurze Strecke frei, sein freier Rand abgestutzt, oder schwach ausgebuchtet, meistens aber stumpf zahnartig vorspringend, dann häufig den Fiederlappen überragend und in der Regel fein ausgefressen gezähnt. — Sporangien ziemlich lang gestielt, ihr Ring aus 13—15 Zellen bestehend. Sporen breit

nierenförmig, hellgelb, ihr Exosporium grob- und dichtwarzig, mit einer schwachen und meist kurzen Leiste.

Samoa-Inseln. Savai; montane Region, 2000′ üb. Meer, an Bäumen rankend: Graeffe no. 227!

Eine, wie es scheint nicht häufige Art, welche mir nur in wenigen Exemplaren vorliegt. Sie hat im Habitus Aehnlichkeit mit Davallia alpina Bl., von der sie sich jedoch sofort durch die Form des Indusium unterscheidet. Die sterilen, im trockenen Zustande glänzend braunen Blätter zeigen im Allgemeinen die Form und Nervatur derjenigen der Davallia solida; die fertilen gleichen im Aufbau, namentlich was die Zahnbildung betrifft, sehr den gleichen, jedoch viel kleineren Blättern der zierlichen Davallia pusilla Mett., unterscheiden sich aber sogleich wieder durch die Gestalt der Indusien.

Tafel XVIII stellt in Figur 1 die ganze Pflanze, in Fig. 2 ein Fiederchen des fertilen Blattes stärker vergrössert dar.

148. Davallia solida Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 87; Syn. Fil. 132, 345. Schkuhr, Farnkr. 118, tab. 126. Willd. Sp. Pl. V. 470. Spreng. Syst. Veg. IV. 119. Bl. En. Fil. Jav. 234. Kze. Bot. Zeit. VIII. 71; Linnaea XXIII. 248. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75. J. Sm. in Hook. Journ. III. 417; Lond. Journ. I. 428. Gaud. Freyc. Voy. 372. Hook. Sp. Fil. I. 163, tab. 42, B. Mett. Fil. Hort. Lips. 101; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 79. Moore, Ind. Fil. Spec. 300. Hook. Fil. exot. tab. 57. Fée, Gen. Fil. 329. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 244. Sturm, Fil. Chil. 36. Ettingsh. Farnkr. 205, tab. 137, fig. 9, tab. 139, fig. 2, 9. Hook. Bak. Syn. Fil. 95. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 580; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 288. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 104. Lyell, Geogr. Handb. 34, 51, 69, 90, 194.

Trichomanes solidum Forst. Prodr. no. 475.

Humata solida Desv. Ann. Linn. VI. 324.

Stenolobus solidus Pr. Tent. Pterid. 130.

Davallia caudata Cav. Demonstr. 279, no. 695. Sw. Syn. Fil. 132, 346. Willd. Sp. Pl. V. 422. Pôir. Enc. Suppl. V. 351. Spreng. Syst. IV. 119. Desv. Ann. Linn. VI. 315. Hook. Sp. Fil. I. 164. Kze. Bot. Zeit. VIII. 85. Wall. Cat. no. 2220. Moore, Index Fil. Spec. 291.

Parestia caudata Pr. Epim. bot. 100.

Davallia splendens Bl. En. Fil. Jav. 234.

Davallia pyxidata Klf. En. Fil. 221.

Davallia magellanica Desv. Berl. Mag. V. 328. Spreng. Syst. Veg. IV. 120. Hook. Sp. Fil. I. 94. Kze. Bot. Zeit. VIII. 254. Gay, Chil. VI. 521.

Davallia Tahitensis Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 245, t. spec. orig. Moore, Index Fil. Spec. 301.

Davallia procera Hedw. Fil. fasc. IV, icon. D. elegans Hedw. l. c. descr. Kze. herb. (non Sw.)

Davallia ornata Wall. Cat. no. 246, 2221. J. Sm. in Lond. Journ. Bot. I. 428; Cat. Fil. 65. Moore, Index Fil. Spec. 297. Lowe, Ferns VIII. tab. 24.

Stenolobus ornatus Pr. Tent. 130.

Davallia Lindleyi Hook. Sp. Fil. I. 163, tab. 58, B. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 19. Fee, Gen. Fil. 329. Kze. Bot. Zeit. VIII. 85. Moore, Index Fil. Spec. 296.

Nephrodium lucidum Pr. Rel. Haenk. I. 38, t. Kuhn.

Stenolobus Kunzeanus Pr. Tent. 130, tab. 4, fig. 30.

Davallia Fijiensis Hook. Sp. Fil. I. 166, tab. 55, D. Kze. Bot. Zeit. VIII. 87. Fée, Gen. Fil. 329. Moore, Index Fil. Spec. 294. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 246. Hook. Bak. Syn. Fil. 97. Lyell, Geogr. Handb. 194.

Stenolobus Feejeensis Pr. Epim. 99.

Viti-Inseln. Ovalau; trockene, sonnige Hügel der littoralen Region, gemein: Graeffe no. 132, 91, 36! Sämmtlich die feingetheilte, von Hooker als D. Fijiensis beschriebene Form! Daemel no. 30! Uebergangsform zur Normalform! — Seemann no. 758! Harvey! Milne! Home! Barclay!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 455! Upolu; trockene Stellen im Gebirge: Graeffe no. 334, a! und ebenda, littorale Region: Graeffe no. 334! daselbst vom Apia-Berge Waia: Graeffe no. 274, b! Nur mit der allgemeinen Bezeichnung Samoa: Graeffe no. 525! — Powell no. 32! — Einheimischer Name = »Manono« (Graeffe).

Verbr. Hinterindien, hinterasiatische Inseln, Philippinen, Carolinen, trop. Neuholland, Polynesien, Patagonien.

Die einzelnen Formen dieser vielgestalteten Art lassen sich, der vielen Uebergänge wegen, schwerlich aus einander halten, besonders in den Fällen, in welchen ein sonst steriles Blatt an der Spitze oder bis unter die Mitte fertile Fiedern besitzt. Davallia Fijiensis Hk., in Hooker's und Baker's Synopsis noch getrennt gehalten, ist sicher nur eine fein getheilte, extremste Form, welche den grössten Theil der Blattsubstanz zwischen den Nerven reducirt hat. Zahlreiche, sowohl von Dr. Graeffe als auch von E. Daemel gesammelte Uebergangsformen, denen vielleicht auch Davallia Mauritiana Hook. (Sp. Fil. I. 164, tab. 55, B) zuzuzählen ist, scheinen mir genügende Beweise dafür zu liefern. Im Uebrigen gehören die typischen Nummern dieser Art der var. *β* lacera Bl. (D. caudata Cav.) an.

149. Davallia denticulata Mett.

Mett. msc. Kuhn, Fil. Afric. 157; Miq. Ann. Mus. Bot. Lugd. Bat. IV. 288.

Adiantum denticulatum Burm. Fl. Ind. 236. Houtt. Pflanzensyst. XIII. vol. I. 254, tab. 100, fig. 2.

Davallia elegans Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 87; Syn. Fil. 132, 347. Willd. Sp. Pl. V. 471. Sprcng. Syst. Veg. IV. 119. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 157. Bl. En. Fil. Jav. 235. Moore, Index 293. Thwait. Ceyl. 389. Hook. Sp. Fil. I. 164, tab. 43, A, B. Presl, Tent. 128. J. Sm. in Hook. Journ. III. 417; Lond. Journ. I. 428. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 257. Wall. Cat. no. 253. Mett. Fil. Hort. Lips. 101. Kze. Bot. IV. 459; VIII. 86; Linnaea XXIII. 248. Benth. Fl. Hongk. 461. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 247. Fée, Gen. Fil. 329. Bedd. Ferns of South. Ind. 16, tab. 18. Hook. Bak. Syn. Fil. 95. Lyell, Geogr. Handb. 12, 34, 51, 69, 90, 99, 194.

Parestia elegans Pr. Epim. 99.

Trichomanes elegans Poir. Enc. Suppl. V. 79.

Humata elegans Desv. Ann. Linn. VI. 324.

Davallia coniifolia Wall. Cat. no. 252.

Davallia patens Sw. Syn. 132, 348. Willd. Sp. Pl. V. 473. Sprcng. Syst. IV. 120. Bl. En. Fil. Jav. 236. Presl, Tent. 129. Kze. Bot. Zeit. VIII. 87. Moore, Index Fil. Spec. 298.

Davallia bidentata Schkuhr, Farnkr. 119, tab. 127.

var. intermedia Mett. msc.

Kuhn, Fil. Afric. 158.

Trichomanes chaerophylloides Poir. Enc. Suppl. V. 80.

Humata chaerophylloides Desv. Ann. Linn. VI. 325.

Davallia chaerophylloides Kze. Bot. Zeit. VIII. 86, 256. Moore, Index Fil. Spec. 291.

Davallia nitidula Kze. Linn. X. 545; Farnkr. I. 77, tab. 37, fig. 2; Bot. Zeit. VIII. 86. Hook. Sp. Fil. I. 165, tab. 44, A. Fée, Gen. Fil. 329. Moore, Index 297. Pappe et Raws. Syn. 24. Ettingsh. Farnkr. 205, tab. 141, fig. 5, tab. 142, fig. 7.

Viti-Inseln: Ovalau: Daemel no. 83! sterile Fragmente? var. elata Mett. msc.

Kuhn in Fil. Nov. Hebrid. l. c. 580; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 288.

Trichomanes elatum Forst. Prodr. no. 474.

Davallia elata Sw. Syn. Fil. 131, 344. Willd. Sp. Pl. V. 472. Schkuhr, Farnkr. 120, tab. 127, b. Sprcng. Syst. Veg. IV. 120, excl. syn. Trich. epiphyll. Bl. En. Fil. 236. Presl, Tent. 129. Hook. Sp. Fil. I. 166, tab. 55, A. (part.) Kze. Bot. Zeit. VIII. 86. De Vriese, Nederl. Kruidk. Arch. I. 11. Fée, Gen. Fil. 329. Moore, Index Fil. Spec. 293. Ettingsh. Farnkr. 206, tab. 139, fig. 6, 11. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 247.

Wibelia elata Bernh. in Schrad. Journ. 1801, I. 122, tab. 1, fig. 2.
Parestia elata Presl, Epim. 100.
Humata elata Desv. Ann. Linn. VI. 325.

Viti-Inseln. Ovalau, sonnige Hügel der littoralen Zone: Graeffe no. 11, 90, 143, 205! Daemel, no. 29! — Seemann no. 757!

Samoa-Inseln. Upolu, littorale Region: Graeffe no. 335, 361, 383! — Powell no. 31!

Verbr. Tropisches Afrika, Cap, Madagascar, Comoren, Seychellen, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, China, Philippinen, tropisches Neuholland, Polynesien.

Die von Graeffe und Daemel gesammelten Exemplare gehören vorzüglich der var. elata Mett. (Indusium late oblongum in labium triangulare ovatum productum) an. Nur die No. 83 von Daemel habe ich als fraglich zu der var. intermedia Mett. gestellt.

150. Davallia strigosa Sw.

Sw. Adnot. 69. Kze. Bot. Zeit. VI. 542. Thwait. Ceyl. 389. Hook. Bak. Syn. Fil. 98. Lyell, Geogr. Handb. 12, 21, 35, 51, 90, 194.

Trichomanes strigosum Thbg. Fl. Japon. 339.

Dicksonia strigosa Thunb. Trans. Linn. Soc. II. 341. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 92; Syn. Fil. 138. Willd. Sp. Pl. V. 484. Poir. Enc. Suppl. II. 472. Desv. Ann. Linn. VI. 317. Spreng. Syst. Veg. IV. 122. Kze. Farnkr. I. 229, tab. 94. Hook. Sp. Fil. I. 73, 81.

Microlepia strigosa Pr. Epim. 95. Fee, Gen. Fil. 326. Moore, Index Fil. Gen. XCIII. Ettingsh. Farnkr. 209, tab. 136, fig. 5—11. Bedd. Ferns of S. India 85, tab. 225. Kuhn in Fil. Nov. Hebrid. l. c. 582; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 290.

Davallia japonica Kze. Bot. Zeit. VI. 542.

Dicksonia japonica Sw. Syn. Fil. 138, 360. Willd. Sp. Pl. V. 483. Poir. Enc. Suppl. II. 472. Desv. Ann. Linn. VI. 317. Spreng. Syst. Veg. IV. 122. Hook. Sp. Fil. I. 73.

Microlepia japonica Pr. Epim. 95.

Polypodium cristatum Houtt. Pflanzensyst. XIII. vol. I. 208, tab. 99, fig. 3.

Microlepia cristata J. Sm. in Hook. Journ. III. 416; Lond. Journ. I. 427.

Davallia Khasyana Hook. Sp. Fil. I. 173, tab. 47, A. et tab. 57 A. Kze. Bot. Zeit. VI. 235; VIII. 90. Lowe, Ferns VIII. tab. 32.

Microlepia Khasyana Pr. Epim. 95. Fée, Gen. Fil. 326.

Viti-Inseln: t. Hook. et Bak. Syn. l. c.

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, China, Japan, Neue Hebriden, Sandwichinseln.

Von den Fidschiinseln habe ich diese Art weder unter den Daemel'schen Farnen noch in der Sammlung Graeffe's gesehen.

152. Davallia moluccana Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 237. Hook. Sp. Fil. I. 184.

Saccoloma moluccana Mett. msc. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 581; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 291.

Microlepia alata J. Sm. in Hook. Journ. III. 416. Presl, Epim. 95. Ettingsh. Farnkr. 210, tab. 143, fig. 7—9, tab. 144, fig. 5. Fée, Gen. Fil. 327.

Saccoloma alatum Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 80.

Davallia proxima β remota Bl. En. Fil. Jav. 238, t. Kuhn.

Davallia campylura Kze. Bot. Zeit. VIII. 132 part. Hook. et Bak. Syn. Fil. 99 part. Lyell, Geogr. Handb. 90, 194, part.

Saccoloma campylurum Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 80.

Davallia inaequalis γ minor Hook. Sp. Fil. I. 180, tab. 158, A.

Microlepia tenuis Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 236, t. spec. origin.

Saccoloma tenue Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 80.

Microlepia papillosa Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 237, tab. 34, t. spec. origin.

Saccoloma papillosum Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 80.

Davallia Denhami Hook. Second Cent. of Ferns tab. 47. Brack. l. c. 236, t. Hook. Hook. et Bak. Syn. Fil. 100. Lyell, Geogr. Handb. 90, 194.

Lindsaya Denhami Mett. msc. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573.

Lindsaya polycarpa Mett. olim, t. Kuhn.

Viti-Inseln. Ovalau; waldige Bergregion, schattige Wälder, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 493, 514! Lefuka auf Ovalau: Graeffe no. 493, A! Daemel no. 27, 28! Viti Levu: Graeffe no. 164! Milne no. 116! Brackenridge! Seemann no. 753!

Samoa-Inseln. Savai; montane Region, mit Blättern von 6—7 Fuss Länge: Graeffe no. 232! — Powell no. 117, b! Brackenridge!

Verbr, Java, Philippinen, Polynesien.

Die Form des Indusiums, insbesondere des freien Randes desselben, ist, selbst bei einem und demselben Blatte, so variabel, dass sich kaum die von Kuhn (Miq. Ann.) aufgestellten Varietäten unterscheiden lassen: vom grade abgestutzten und schwach gerundeten Rande bis zur lang und spitz dreiseitig ausgezogenen Form desselben findet sich eine Menge von Mittelstufen. Microlepia papillosa Brack. zeigt (als krankhafte Erscheinung) auf beiden Blattflächen kleine, grauliche, mehr oder minder dicht gestellte Knötchen. Davallia Denhami Hook. stellt in der citirten

Abbildung ein kleines Exemplar der Art dar, das ganz mit Graeffe's no. 164 übereinstimmt.

152. Davallia Speluncae Baker.

Bak. in Hook. Bak. Syn. Fil. 100. Lyell, Geogr. Handb. 12, 21, 35, 51, 69, 90, 99, 113, 133, 171, 194. Bak. in Mart. Fl. Brasil. Fil. 349, tab. 20, fig. 15, 16; tab. 21, fig. 10—12.

Polypodium Speluncae L. Spec. Plant. 7919. Vahl, Symb. III. 105. Schkuhr, Farnkr. 191, tab. 26, d. c. Poir. Enc. Suppl. V. 551.

Microlepia Speluncae Moore, Index Fil. Gen. XCIII. Kuhn, Fil. Afric. 159; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 290.

Davallia polypodioides Don, Prodr. Fl. Nepal. 10. Hook. Sp. Fil. I. 181 (excl. var. γ et δ). Kze. Bot. Zeit. IV. 459; VIII. 156. Benth. Fl. Hongk. 461. Lowe, Ferns VIII. tab. 31. Thwait. Ceyl. 389. Eaton in Sillim. Journ. 1859, pag. 200; Fil. Wright. 212. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 152.

Microlepia polypodioides Pr. Tent. 125. Hook. Gen. Fil. tab. 58, A, fig. 6. J. Sm. Cat. Fil. cult. 67; Bot. of the Herald 430. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 238. Pappe et Raws. Syn. 24. Bedd. Ferns of S. India 5, tab. 15. Ettingsh. Farnkr. 209, tab. 135, fig. 9; tab. 142, fig. 8.

Dieksonia polypodioides Sw. Syn. Fil. 137, 356. Willd. Sp. Pl. V. 487. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 257.

Dicksonia flaccida Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 108, part.

Davallia flaccida RBr. Prodr. Fl. N. Holl. 157. Spreng. Syst. Veg. IV. 121.

Dieksonia subvolubilis Kze. herb. t. sp. orig.

Davallia subvolubilis Kze. Bot. VIII. 158.

Davallia manilensis Goldm. Nov. Act. XIX. Suppl. I. 465. (t. herb. Kze.)

Microlepia manilensis Pr. Tent. 125.

Davallia manilensis Hook. Sp. Fil. I. 185. Kze. Bot. Zeit. VIII. 158.

Davallia Madagasceariensis Kze. Bot. Zeit. III. 800; VIII. 173.

Dieksonia Madagasceariensis Kze. Anal. Pter. 38. Hook. Sp. Fil. I. 74.

Microlepia Madagasceariensis Moore, Index Fil. Spec. 313.

Davallia molle Kze. Bot. Zeit. VIII. 172.

Polypodium molle Rich. msc. — Microlepia Moore, Index 297.

Dieksonia aspidioides Willd. herb.

Microlepia aspidioides Presl, Epim. 96.

Cystopteris aspidioides Presl, Tent. 93. Hook. Sp. Fil. I. 202.

Dicksonia multifida Presl, Rel. Haenk. I. 68.

Microlepia Senegalensis Mett. msc.

Aspidium dieksoniaefolium A. Rich. in herb. Kze.

Davallia trichosticha Hook. Sp. Fil. I. 183. Kze. Bot. Zeit. VIII. 171; Linnaea XXIII. 248. Lowe, Ferns VIII. tab. 29.

Microlepia trichosticha J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 416. Presl, Epim. 95. Fée, Gen. Fil. 326. Moore, Ind. Fil. Gen. XCIII. Brack. Fil. U.

S. Expl. Exped. 239. Ettingsh. Farnkr. 209, tab. 135, fig. 2; tab. 139, fig. 7, 8. Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 582; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 290.

Davallia divergens Kze. Bot. Zeit. VI. 235; Linnaea XX. 5.

Microlepia rhomboidea Pr. Tent. 125, tab. 4, fig. 22. J. Sm. Hook. Journ. III. 416.

Davallia rhomboidea Wall. Cat. 257. Kze. Bot. Zeit. VIII. 158.

Davallia pyramidata, virens, pilosula, puberula et Roxburghii Wall. Cat. t. Hook. Sp. l. c.

Davallia Jamaicensis Hook. Sp. Fil. I. 183. Kze. Bot. Zeit. VIII. 171. Griseb. Fl. of brit. West. 661. — Microlepia Fée, Mém. 11. pag. 92.

Microlepia exserta Mett. Linnaea XXXVI. 148.

Viti-Inseln. Ovalau, littorale Region: Graeffe no. 42, 135! — Brackenridge; Harvey! Daemel in coll. Thorey no. 119, 121, 154! (t. Mett. l. c.) Seemann no. 731, b!

Samoa-Inseln. Upolu, Küstenregion: Graeffe no. 328, 370, 314! Tutuila, Bergregion: Graeffe no. 400, 401, 422, 437, 451! — Powell no. 56!

Tonga-Inseln. Tongatabu: Graeffe no. 530!

Verbr. Tropisches Afrika, Cap, Madagascar, Mauritius, Bourbon, Seychellen, südliches Asien, Sundainseln, Philippinen, trop. Neuholland, Norfolk-Insel, Polynesien, trop. Amerika.

Microlepia exserta Mett. ist wohl nur eine Form von Davallia Speluncae Bak.. Auch unter den Graeffe'schen Exemplaren sind solche, welche ein cylindrisches Receptaculum, zugleich aber die Uebergänge zur Normalform zeigen. Unter den in meiner Sammlung befindlichen Daemel'schen Farnen findet sich diese Form nicht.

158. Davallia gibberosa Sw.

Sw. Syn. Fil. 134, 351. Schkuhr, Farnkr. 121, tab. 128. Willd. Sp. Pl. V. 475. Spreng. Syst. Veget. IV. 120. Hook. Sp. Fil. I. 192. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 75. Kze. Bot. Zeit. VIII. 238; Linnaea XXIII. 248. Presl, Tent. Pterid. 129. Fée, Gen. Fil. 329. Hook. Bak. Syn. 100. Lyell, Geogr. Handb. 90, 194.

Trichomanes gibberosum Forst. Prodr. no. 470.

Loxoscaphe gibberosum Moore, Index Fil. Gen. XCIV, tab. LXXVI, A.

Davallia glaucescens Hedw. Fil. fasc. IV.

Asplenium gibberosum Mett. msc. t. Kuhn. Linn. XXXVI. 105.

? Asplenium brachycarpum Kuhn (Davallia brachycarpa Mett. msc.) Linnaea XXXVI. 104; Fil. N. Hebrid. l. c. 576.

Viti-Inseln. Viti Levu, kleine Insel in der Bay von Suva

an der Südküste: Graeffe no. 184! no. 2 et 10 in Seem. Journ. l. c.! Ovalau, M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 100! — Seemann no. 761!

Verbr. Tahiti, Pitcairns Insel, Neue Hebriden?

Die Arten der Gruppe Loxoscaphe Moore bedürfen jedenfalls, um ihre Beziehungen namentlich zur Gattung Asplenium festzustellen, einer sorgfältigen Prüfung. Mir liegen von D. gibberosa nur wenige, ohne Blattstiel 28—30 Zoll lange Blätter vor, die in der Form des Indusiums sich von der typischen Davallia gibberosa, wie sie die Abbildung von Schkuhr zeigt, etwas entfernen, da die Indusien sowie die dieselben überragenden Segmentspitzen länger sind, dagegen andererseits sich sehr gut dem Asplenium brachycarpum Kuhn anschliessen, vielleicht mit diesem identisch sind, soweit es die Beschreibung des letzteren erkennen läst.

154. Davallia foeniculacea Hook.

Hook. Second Cent. of Ferns, tab. 54. Hook. Bak. Syn. Fil. 101. Lyell, Geogr. Handb. 90, 194.

Viti-Inseln. Ovalau, Gebirgswald: Graeffe no. 117! Naviti Levu, Bergwälder: Milne! Graeffe no. 8 in Seem. Journ. l. c.! Seemann no. 760, 762!

Es liegen mir nur ein paar Blätter dieser schönen Pflanze vor, die auch in ihrer Heimath selten zu sein scheint. Sie haben wie Hooker und Baker, l. c., bemerken, den Habitus der Davallia trichomanoides Hook. (D. ferulacea Moore — unsere no. 143), von der sie sich jedoch leicht durch die ganz differenten Sori unterscheiden. In der Form des Indusiums stimmen sie — der Diagnose nach — mit der Davallia brachycarpa Mett. msc. (Asplenium Kuhn, Linn. XXXVI. 104) überein, weniger mit der typischen Davallia gibberosa Sw., die sich durch kürzere Indusien auszeichnet. Indessen habe ich bereits bei letzterer Art darauf hingewiesen, dass möglicherweise die Davallia brachycarpa Mett. nur eine Form der Davallia gibberosa Sw. ist; vielleicht ergiebt die weitere Prüfung vollständigeren Materiales auch ein ähnliches Resultat für die vorliegende Art. Die Hauptunterschiede der Davallia foeniculacea Hook. liegen in der viel feineren Theilung des Laubes mit sehr schmal linealen oder am Ende nur wenig verbreiterten, einfachen

oder gegabelten Fiederläppchen (fünfter Ordnung an den untersten Fiederpaaren), in dem längeren, halbcylindrischen Indusium und in dem meistens lang an der Seite des Sorus vorragenden, gekrümmten Ende (Horn) des fertilen Blatttheiles. Die Graeffe'schen Exemplare weichen von der citirten Abbildung nur dadurch ab, dass sie noch feiner getheilt sind, da die Fiedersegmente 4. Ordnung, welche bei Hooker sich höchstens einmal gabeln, hier bis zu sechs Fiedertheilungen zeigen.

22. Dennstaedtia Bernh.

155. Dennstaedtia flaccida Bernh.

Bernh. in Schrad. Journ. 1800, II. 124, tab. 4, fig. 3. Moore, Index Fil. Spec. 306. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 582.

Trichomanes flaccidum Forst. Prodr. no. 472.

Dicksonia flaccida Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 90; Syn. Fil. 137, 357. Schkuhr, Farnkr. 126, tab. 129. Willd. Spec. Plant. V. 488. Poir. Enc. Suppl. II. 474. Spreng. Syst. Veg. IV. 123. Desv. Ann. Linn. VI. 318. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 108. Hook. Spec. Fil. I. 77. Presl, Tent. Pterid. 136. Hassk. Fil. Jav. 57. Hook. et Bak. Syn. Fil. 53. Lyell, Geogr. Handb. 69, 190.

Polypodium nudum Forst. Prodr. no. 446.

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 442, 443! Upolu, mont. Region: Graeffe no. 353!

Verbr. Java, Neue Hebriden.

Ob die Graeffe'sche Pflanze, die mir in sehr grossen Blattstücken vorliegt, nicht etwa die Dennstaedtia Samoënsis Moore ist, kann ich nicht entscheiden, da ich die Brackenridge'sche Abbildung nicht kenne und unter den Brackenridge'schen Farnen diese Art nicht gesehen habe. Sie stimmt im Allgemeinen mit der Dennstaedtia flaccida Bernh. gut überein und mag daher vorläufig als diese bezeichnet werden. Das Polypodium nudum Forst. muss ich, nach Ansicht eines Originalfragmentes aus dem Sprengel'schen Herbarium in der Sammlung Kunze's (falls dieses, wie wohl nicht zu bezweifeln, echt ist) zu dieser Art ziehen, während dasselbe gewöhnlich unter Davallia Speluncae Baker citirt wird.

156 Dennstaedtia Samoënsis Moore.

Moore, Index Fil. Spec. 367. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 582.
Sitolobium samoënse Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 274, tab. 38, fig. 1.

Samoa-Inseln: Brackenridge!

Verbr. Neue Hebriden.

157. Dennstaedtia (Deparia) Godeffroyi Lssn. n. sp.

Tafel XIX.

Rhizom? Stamm . . . . . ? Blattstiel an dem mir vorliegenden Exemplare unvollständig, getrocknet bis 6 Mmtr. im Durchmesser, glänzend und tief braunschwarz, oberseits abgeflaeht, mit Resten von kurzen, rostbraunen Spreuhaaren. Lamina 65 Cmtr. lang, 45 Cmtr. breit, im Umriss eiförmig, dunkelgrün, im unteren Theile doppelt, im mittleren einfach-gefiedert-fiedertheilig, die Blattspitze fiedertheilig; Fiedern abweehselnd. Rhachis oberseits breit, aber flaeh rinnig, wie der Blattstiel glänzend braunschwarz, und wie die etwas hellere Costa der Fiedern und deren Seitennerven auf der Oberseite mit sehr kurzen, wenigzelligen, rostbraunen Spreuhaaren sehr dieht bedeekt. Primäre Fiedern bis 28 Cmtr. lang und 10 Cmtr. breit, eilanzettlieh, sehr lang zugespitzt, wenig sehräg aufwärts abstehend. Unterste Fiedern erster Ordnung gefiedert, ihre obere Hälfte bis zur breit geflügelten Costa tief buehtig-fiedertheilig; seeundäre Fiedern entfernt stehend, kurz gestielt, wie die oberen Fiederlappen bis halbwegs zur Costa buchtig-fiederspaltig, die Fiederläppehen sehwaeh und weit buehtig-gezähnt. Mittlere und obere primäre Fiedern bis zum breit geflügelten Mittelnerven tief buchtig-fiedertheilig, die mittleren an der Basis oft noeh mit einer sehr kurz gestielten seeundären Fieder, ihre Segmente entfernt, von der Form der untersten seeundären Fiedern, nur die Fiederläppehen naeh der Spitze zu zahnartig sieh allmählieh verkleinernd. Blattspitze tief buehtig-fiedertheilig, ihre Segmente von gleicher Gestalt mit den unteren. Nerven überall anastomosirend, die Areolen polygonal, in Form und Grösse unregelmässig, die grössten mit vielen, die kleineren mit wenigen (bis einem) eingeschlossenen freien Nervenästen. Sori auf den dureh die etwas keulig angesehwollene Vereinigung zweier oder dreier Nervenäste (Reeeptaeulum) gebildeten zahn-

artigen Vorsprüngen des Randes der Fiedersegmente, über den Blattrand frei vorragend, doch nicht gestielt, bis zu 6 auf einem Segmente. Indusium breit nierenförmig, am freien Rande schwach gewimpert, goldbraun bis dunkelbraun, mit dem Zahn des Segmentrandes zu einem im halbreifen Zustande etwas zusammengedrückten Becherchen verwachsen, später bei Reife des Sorus meistens mehr oder minder zerrissen. Sporangien mittellang gestielt, ihr Ring aus 16—17 Zellen bestehend. Sporen nierenförmig bis fast kugelig, mit mächtig entwickelten (bis zum halben kurzen Sporendurchmesser breiten), grob kammartig gezähnten, zu grossen Netzmaschen verbundenen Leisten.

Viti-Inseln. Viti Levu; bei Namusi auf dem Berge Naikoro-koro-basa-basanga, sehr selten: Graeffe no. 54!

Obgleich meistens überreif, lassen dennoch die obersten Fiedern an vielen erst halbentwickelten Sori den Charakter der Gattung Dennstaedtia deutlich erkennen. Von der durch die Nervation zunächst stehenden Dennstaedtia Moorei (Deparia Hook.) von Neu-Caledonien unterscheidet sich vorliegende Art vorzüglich durch die Blattform, die derbere Textur, die in den Nervenareolen allgemein zahlreicher eingeschlossenen freien Nervenenden (die bei Dennstaedtia Moorei nur sehr vereinzelt und stellenweise auftreten), sowie durch die sitzenden (nicht wie bei D. Moorei lang gestielten) Sori.

Taf. XIX. fig. 1. Theil eines Blattes; fig. 2. Fiederfragment, in doppelter Grösse, mit Nervation und Sorusbildung, von der Unterseite gesehen; fig. 3. Fiederfragment in natürlicher Grösse von oben gesehen.

23. Lindsaya Dry. Metten.

Metten. in Fil. N. Caledon. in Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 64—65.

158. Lindsaya acutifolia Desv.

Desv. Ann. Linn. VI. 342. Hook. Sp. Fil. I. 209. Kze. Bot. Zeit. VIII. 327. Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 280.

Lindsaya lanuginosa Wall. Cat. no. 154. Hook. Sp. Fil. I. 240, tab. 69 B. Kuhn, Fil. African. 68. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 140. Moore, Index Fil. Gen. XXXIV. F. Müll. Fragm. 36, p. 118. Hook. et Bak. Syn. Fil. 109. Lyell, Geogr. Handb. 52, 70, 99, 195.

Isoloma lanuginosum J. Sm. in Hook. Gen. Fil. tab. 102. Presl, Epim. 101. J. Sm. Lond. Journ. of Bot. I. 421. Fée, Gen. Fil. 108. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 215.

Ellice's Inseln. Vai-tupu: Graeffe no. 569!

Verbr. Hinterindien, Neu-Guinea, Mauritius, Bourbon, Congo.

159. Lindsaya adiantoides Kuhn.

Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 278.

Aspidium adiantoides Bl. En. Fil. Jav. 145, t. Kuhn.

Saccoloma adiantoides Presl, Tent. 126.

Odontoloma adiantoides Pr. Epim. 97. Fée, Gen. Fil. 329.

Acrophorus adiantoides Moore, Index Fil. Gen. XCI; Spec. 1.

Davallia adiantifolia Hook. Sp. Fil. I. 176. Kze. Bot. Zeit. VIII. 118 (nicht VI. 216!).

Odontoloma pulchellum J. Sm. in Hook. Journ. III. 415; Lond. Journ. of Bot. I. 424. Field. et Gardn. Sert. Plant. tab. 51. Fée, Gen. Fil. 329. Mett. Fil. Hort. Lips. 104. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 225.

Davallia pulchella Hook. Sp. Fil. I. 175, tab. 53 B. Kze. Bot. Zeit. VIII. 118. Hook. Bak. Syn. Fil. 93, excl. syn. Lyell, Geogr. Handb. 51, 90, 194, part.

Lindsaya pulchella Kze. herb.

Saccoloma cuneifolium Pr. Tent. 126.

Odontoloma cuneifolium Pr. Epim. 97.

Davallia? cuneifolia Hook. Sp. Fil. I. 176. Kze. Bot. Zeit. VIII. 119.

Acrophorus cuneifolius Moore, Index Fil. Spec. 2.

Viti-Inseln. Ovalau, in schattigen Gebirgswäldern auf dem Boden kriechend: Graeffe no. 190!

Samoa-Inseln: Powell no. 122!

Verbr. Celebes, Philippinen.

Hie und da findet sich bei den sonst freien Nerven im mittleren Fiedertheile eine Anastomose.

160. Lindsaya chinensis Mett.

Metten. msc. Kuhn, Fil. African. 67; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 279; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573.

Trichomanes chinense L. Sp. Plant. 7952. Thunbg. Fl. Japon. 340. Retz. Obs. VI. 40. Poir. Enc. VIII. 80.

Adiantum chinense Burm. Flor. Ind. 236. Pluck. Alm. tab. 4, fig. 4.

Davallia chinensis Sm. Act. Taur. V. 414; Rees Cycl. 11. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 88; Syn. Fil. 133. Willd. Sp. Pl. V. 474. Spreng. Syst. IV. 119. Langsd. et Fisch. Icon. Fil. 23, tab. 27. Hook. Sp. Fil. I.

187. Kze. Bot. Zeit. VI. 553; VIII. 190. Presl, Tent. 129. Roxb. Calc. Journ. Nat. Hist. IV. 517.

Odontosaria Chinensis J. Sm. in Bot. of the Herald 430.

Microlepia chinensis Mett. Fil. Hort. Lips. 104.

Davallia tenuifolia Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 88; Syn. Fil. 133, 350. Willd. Spec. Pl. V. 477. Spreng. Syst. Veg. IV. 120. Boj. Hort. Maur. 408. Bl. En. Fil. Jav. 239. Presl, Tent. 129, tab. 4, fig. 27. J. Sm. in Hook. Journ. III. 417; Lond. Journ. I. 428. Hook. Sp. Fil. I. 186. Kze. Bot. Zeit. IV. 459; VI. 553; VIII. 189; Linnaea XXIV. 276; XXIII. 248. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 464. Wall. Cat. no. 245. Moore, Gard. Chron. 1855, pag. 709. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 248. Bory in Dup. Voy. 278. Lowe, Ferns VIII. tab. 14. Thwait. Ceyl. 389. Hook. Bak. Syn. 102. Bedd. Ferns of S. India 6, tab. 16. Benth. Fl. Hongk. 462. Lyell, Geogr. Handb. 12, 21, 35, 51, 90, 99, 194.

Microlepia tenuifolia Mett. Fil. Hort. Lips. 104, tab. 27, fig. 14. Ettingsh. Farnkr. 208, tab. 136, fig. 8—10, tab. 137, fig. 2, 5, 8.

Stenoloma tenuifolium Fée, Gen. Fil. 330.

Odontosoria tenuifolia J. Sm. Bot. of the Herald 429.

Adiantum tenuifolium Poir. Enc. Suppl. I. 145; V. 342.

Lindsaya tenuifolia Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 64.

Adiantum Chusanum L. Sp. Pl. 1558. Houtt. Pflanzensyst. XIII. 254. Lam. Enc. I. 42. Poir. Enc. Suppl. I. 145; V. 342.

Davallia Chusana Willd. Sp. Pl. V. 475. Desv. Ann. Linn. VI. 316.

Adiantum clavatum Forst. Prodr. no. 459.

Davallia venusta Schkuhr, Farnkr. 122, tab. 128. Kze. Linnaea IX. 87?

Trichomanes cuneiforme Forst. Prodr. no. 469. Poir. Enc. Suppl. V. 80.

Davallia cuneiformis Sw. Syn. Fil. 133, 349. Willd. Sp. Pl. V. 477. Spreng. Syst. IV. 120. Hook. Sp. Fil. I. 190. Kze. Bot. Zeit. VIII. 193. Presl, Tent. 129.

Davallia didyma Hedw. Gen. Fil. fasc. IV.

Davallia microcarpa Sm. in Rees Cycl. XI.

Davallia ferruginea Cavan. Demonstr. 277, no. 691. Sw. Syn. Fil. 134. Willd. Sp. Pl. V. 473. Poir. Enc. Suppl. V. 351. Nees et Bl. Nov. Act. XI. tab. 12, fig. 4. Spreng. Syst. Veg. IV. 120. Bl. En. Fil. Jav. 239. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 257 et 275. Gaud. Freyc. Voy. 373. Desv. Ann. Linn. VI. 316.

Davallia remota Kaulf. Enum. Fil. 223. Bory, Dup. Voy. 280. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 108. Pr. Tent. 129.

Davallia rufa Zenker msc. t. Kze.

Hymenophyllum ramosissimum Don, Prodr. Fl. Nep. 12.

Trichomanes polyspermum Poir. Enc. Suppl. V. 82. Lam. Illustr. tab. 871.

Davallia polysperma Steudel, Nomencl. Botan. Crypt. 147.

Adiantum cuneatum Forst. Prodr. no. 461 (non L.) t. Hook. l. c.

Samoa-Inseln. Savai, monta e Region: Graeffe no. 223!

Verbr. Madagascar, Bourbon, Mauritius, Comoren, Ostindien, Ceylon, Sundainseln, Philippinen, Japan, China, Polynesien.

161. Lindsaya ensifolia Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 77; Syn. Fil. 118, 317. Willd. Sp. Pl. V. 420. Poir. Enc. Suppl. III. 447. Sm. in Rees Cycl. 21. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 111. Kaulf. Enum. Fil. 219. Spreng. Syst. IV. 79. Hook. Sp. Fil. I. 220; Gard. Ferns tab. 62. Kze. Linnaea XVIII. 121; Bot. Zeit. VIII. 402. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 25. Ettingsh. Farnkr. 213, tab. 145, fig. 3, tab. 146, fig. 7. Thwait. Ceyl. 388. Benth. Fl. Hongk. 446. Kuhn, Fil. African. 67; Ann. M. B. Lugd. Bat. 278. Hook. et Bak. Syn. Fil. 112. Lyell, Geogr. Handb. 12. 22, 35, 52, 79, 90, 99, 113, 195.

Schizoloma ensifolium J. Sm. in Hook. Journ. III. 414; Lond. Journ. of Bot. I. 422. Fée, Gen. Fil. 108. J. Sm. Bot. of the Herald 429. Moore, Index Fil. Gen. XXXV, tab. XXIII A, fig. 1—4. Bedd. Ferns of S. India 9, tab. 25.

Pteris stricta Poir. Enc. V. 713. Sw. Syn. Fil. 97. Willd. Sp. Plant. V. 370.

Lindsaya lanceolata Labill. Fl. Nov. Holl. II. 98, tab. 248, fig. 1. Willd. Sp. Pl. V. 421. Poir. Enc. Suppl. III. 447. Sm. in Rees Cycl. 21. Kze. Bot. Zeit. IV. 446; VIII. 402, 403; Linnaea XVIII. 121. R. Br. Prodr. Fl. Nov. Holl. 156. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 65.

Adiantum lanceolatum Poir. Enc. Suppl. I. 134.

Schizoloma lanceolatum Moore, Index 29.

Lindsaya membranacea Kze. Linnaea XVIII. 121; Bot. Zeit. VIII. 403, t. specim. origin.

Lindsaya sublobata Kze. Linnaea XVIII. 121, t. specim. origin.

Lindsaya pteroides Desv. Ann. Linn. VI. 312. Wall. Cat. no. 2193.

Lindsaya Schizoloma Ettingsh. Farnkr. 213, tab. 145, fig. 4, tab. 146, fig. 6.

Schizoloma Billardieri Gaud. Freyc. Voy. 380, tab. 17. Presl, Tent. 132. Fée, Gen. Fil. 108.

Lindsaya vittata Zolling. Flora 1847, I. 320. Kze. Bot. Zeit. VI. 213, t. spec. in herb. Kze.

Lindsaya oligoptera Kze. Bot. Zeit. IV. 445; VI. 214, t. specim. origin.

Lindsaya Mertensiana Kze. Bot. Zeit. IV. 446, t. spec. orig.

Schizoloma Agatii Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 216, tab. 30, fig. 1, t. spec. orig.

Lindsaya pentaphylla Hook. Sp. Fil. I. 219, tab. 67, A. Kze. Bot. Zeit. VIII. 402.

Schizoloma pentaphyllum Fée, Gen. Fil. 108.

Schizoloma Javac Fée, Gen. Fil. 108, 109, tab. 29, fig. 1.

Pteris angulata Pr. Reliq. Haenk. I. 54.

Pteris angustata Wall. Cat. no. 93, t. spec orig.

Pteris polita Wall. Cat. no. 92.

Lindsaya attenuata Wall. Cat. no. 2192.
Lindsaya longipinna Wall. Cat. no. 2194.
Lindsaya Griffithiana Hook. Sp. Fil. I. 219, tab. 68, B.
Schizoloma Griffithianum Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 29.

Viti-Inseln. Ovalau; sonnige, mit Paspalum etc. bewachsene Hügel der littoralen Zone, selten: Graeffe no. 5! Vanua Balavu: Graeffe no. 1003! — Seemann no. 763! Brackenridge!

Samoa-Inseln. Savai; trockene Stellen der Küstenzone, auf Lavaboden: Graeffe no. 244! — Powell no. 18!

Verbr. Tropisches Westafrika, Cap, Madagascar, Mauritius, Bourbon, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, China, Carolinen, Neu-Guinea, trop. Neuholland, Polynesien.

162. Lindsaya Lapeyrousii Bak.

Baker in Hook. et Bak. Syn. Fil. 106. Lyell, Geogr. Handb. 90, 195.
Davallia Lapeyrousii Hook. Second Cent. of Ferns, tab. 56.

Viti-Inseln. Viti Levu; waldige, feuchte Berggegend an der Südküste: Graeffe no. 73! Damp places on mountains: Milne!

Verbr. Vaniholla oder Pitt's Insel: the site of the disastrous shipwreck of La Peyrouse in 1788, Ch. Moore leg. (Hook. l. c.).

Eine, wie es scheint, sehr seltene Art, welche von Dr. Graeffe in nur einem starken Exemplare eingesendet wurde.

163. Lindsaya lobata Poir.

Poir. Enc. Suppl. III. 448. Wall. Cat. no. 152. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c., 573; Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 277.

Davallia lobata Desv. Ann. Linn. VI. 318.

Lindsaya davallioides Bl. En. Fil. Jav. 218. Kze. Farnkr. I. 12, tab. 7; Bot. Zeit. IV. 447; VI. 214 (no. 1087); VIII. 420. Hook. Sp. Fil. I. 224, tab. 68 A. Presl, Tent. 131. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 224. Mett. Fil. H. Lips. 104. Fée, Gen. Fil. 105. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 11. Hook. et Bak. Syn. Fil. 111. Lyell, Geogr. Handb. 52, 195.

Synaphlebium davallioides J. Sm. in Hook. Lond. Journ. of Bot. I. 424.

Schizoloma davallioides Moore, Ind. Fil. Gen. XXXV, tab. XXIII, fig. 5. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 141.

Lindsaya consanguinea Mett. herb. t. Kuhn.

Lindsaya pectinata Reinw. msc.

Davallia Kunzeana Hook. Sp. Fil. I. 177.

Lindsaya recurvata Wall. Cat. no. 149; Hook. Sp. Fil. 222, tab. 70 A. Kze. Bot. Zeit. VIII. 419. Mett. Fil. H. Lips. 104.

Synaphlebium recurvatum J. Sm. in. Hook. Journ. of Bot. III. 415. Hook. Gen. Fil. tab. 101. Fée, Gen. Fil. 109. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 222.

Schizoloma recurvatum Moore, Index Fil. Gen. XXXV. Bedd. Ferns of S. India 9, tab. 37.

Lindsaya serpens Wall. Cat. no. 150.

Lindsaya nitens Bl. En. Fil. Jav. 217. Thwait. Ceyl. 388. Hook. et Bak. Syn. Fil. 111. Lyell, Geogr. Handb. 35, 52, 70, 90, 195.

Schizoloma nitens Bedd. Ferns of S. India tab. 27.

Lindsaya intermedia Hook. Sp. Fil. I. 222, tab. 67 B. Kze. Bot. Zeit. VIII. 419.

Lindsaya obtusa Hook. Sp. Fil. I. 224. Kze. Bot. Zeit. VIII. 420.

Synaphlebium obtusum J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 415; Lond. Journ. of Bot. I. 424. Fée, Gen. Fil. 109.

Lindsaya tripartita Bl. En. Fil. Jav. 219.

Lindsaya propinquum Hook. in Nightingale's Oceanic Sketches, Append. p. 130; Sp. Fil. I. 223, tab. 66 B. Kze. Bot. Zeit. VIII. 420.

Synaphlebium propinquum Fée, Gen. Fil. 109.

Schizoloma propinquum Moore, Index Fil. Gen. XXXV.

Synaphlebium D'Urvillei Fée, Gen. Fil. 109, 110.

Synaphlebium pulchrum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 223, t. spec. orig.

Lindsaya pulchra var. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 65, t. spec.

Viti-Inseln. Ovalau, gesellig in Gebirgswäldern am Boden wachsend: Graeffe no. 66 b, 67! Daselbst, schattige Wälder der montanen Region, 2000—3000′ üb. M.: Graeffe no. 4! 113! Ebenda, M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 85, 107! Viti Levu, Südküste: Graeffe no. 477! Daselbst, bei Namusi: Graeffe no. 187! u. no. 6 in Seem. Journ. l. c.! — Seemann no. 764! — Name bei den Eingeborenen Ovalau's: »Sasaloa.«[1])

Samoa-Inseln: Brackenridge! Powell no. 2! Nightingale!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Carolinen, Queensland, Polynesien.

Lindsaya lobata Poir. ist eine in jeder Hinsicht sehr variabele Pflanze, von der das Synaphlebium pulchrum Brack. nur die Jugendform mit einfach gefiederten Blättern darstellt. Am besten wird dies durch solche Exemplare veranschaulicht, wie sie unter anderen mir vorliegenden (so auch bei der von Mettenius als Lindsaya pulchra var. bezeichneten no. 1553 der Vieillard'schen Sammlung von Neu-Caledonien) Graeffe's no. 85 darbietet, bei denen von den jugendlichen Blättern bis zu den vollkommener

[1]) Seemann giebt diesen Namen für das Aspidium latifolium an. Vgl. pag. 182, no. 116.

entwickelten mit ein oder zwei Fiederpaaren alle Uebergänge sich finden. Auch die Abbildungen Hooker's von Lindsaya recurvata Wall. und L. intermedia Hook. stellen solchen Jugendformen ähnliche Pflanzen dar, bei denen freilich noch andere Variationen hinzukommen. Sehr veränderlich ist die Form der Fiederblättchen, wie dies mir vorliegende lange Formenreihen, sowie ein Blick auf die citirten Abbildungen leicht erkennen lassen. Namentlich gilt dies auch von dem Fiederrande, der bald ganz, bald sehr seicht und breit, bald tiefer und schmäler gekerbt, respective gelappt ist und dadurch Form und Ausdehnung der Sori so modificirt, dass in einem Extrem dieselben oft zu einer einzigen langen Reihe wie bei Lindsaya ensifolia u. A. zusammenfliessen (Lindsaya recurvata Wall.), im anderen vielfach unterbrochen zu oft ganz schmalen, halbkreisförmigen Fruchthaufen reducirt werden (Formen der typischen Lindsaya lobata Poir. — L. davallioides Bl.).

Wie auch die Nervatur bei vielen Arten der Gattung Schwankungen unterworfen ist, die schliesslich dahin führen, dass Arten mit ursprünglich anastomosirenden Nerven dieselben ganz frei zeigen, dafür liefert uns auch die Lindsaya lobata genügende Beispiele. Die Mehrzahl der mir in grosser Menge vorliegenden Exemplare der Graeffe'schen Sammlung stimmt insofern mit den Cuming'schen Exemplaren no. 394 des Synaphlebium obtusum J. Sm. vollkommen überein, als die Fiederblättchen im Verhältniss zu ihrer Länge breiter und nicht so tief — jedoch breiter gekerbt, als bei Lindsaya lobata Poir., L. davallioides Bl. — und die Sori meistens mehr in die Länge gezogen erscheinen. Andere gleichen in der Gestalt der Fiederchen der von Hooker abgebildeten Lindsaya propinqua (so die no. 187 Graeffe's); im Allgemeinen zeigen jedoch alle mehr oder weniger den in den Abbildungen von Kunze und Beddome dargestellten Habitus von Lindsaya davallioides Bl.. Dabei treten nun bei Graeffe's no. 187 die Nervenanastomosen zahlreicher und über das ganze Fiederchen verbreitet auf, doch nicht so massig, wie in der Zeichnung in Hooker's Spec. Filic. l. tab. 66 B. Die übrigen Nummern zeigen dagegen in der Nervatur mehr den Charakter der typischen Lindsaya lobata Poir.. Hier finden wir Anastomosen fast nur im unteren und mittleren Theile der Fiedern regelmässig auftreten und zwar so, dass je eine Anastomose die Gabeläste zweier benachbarter Venen ver-

bindet, sich jedoch nie unterhalb der Mitte der Fiederblättchen findet, sondern mehr nach dem oberen Rande zu, meistens unmittelbar unter je einem der Einschnitte desselben. Gerade so sehen wir es in den Abbildungen bei Beddome (l. c. tab. 141) und Hooker (l. c. tab. 78 A), während Kunze's Figur (l. c. tab. 7) und Beschreibung die Nerven nur hie und da als mit einer Anastomose versehen angiebt. Oft auch treten die benachbarten Nervenäste unmittelbar unter Bildung eines Kniees mit einander in Verbindung. In den oberen, kleineren, meist keilförmigen Blättchen der einzelnen Fiedern dagegen treten fast allgemein die Nervenanastomosen mit dem Abnehmen der Zahl der Nervenäste überhaupt nur noch vereinzelt auf, oder sie fehlen auch bei vielen Pflanzen in diesen Regionen gänzlich. Das Letztere findet aber auch in vielen Fällen bei mittleren und unteren Fiederblättchen statt, ja bei den noch einfach gefiederten oder erst wenig verzweigten Blättern jüngerer Individuen (Synaphlebium pulchrum Brack.) sind sogar Fiederchen mit einfachen oder gegabelten freien Nerven oft durchgängig, oder doch in der Zahl die anderen übertreffend, zu finden.

164. Lindsaya Pickeringii Metten.

Mett. msc. et in Linnaea XXXVI. 84. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573.

Synaphlebium Pickeringii Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 223, tab. 30, fig. 2, t. spec. orig.

Schizoloma Pickeringii Moore, Index Fil. Gen. XXXV.

Davallia pulchella Hook. et Bak. Syn. Fil. 93 part. Lyell, Geogr. Handb. 194, part.

Viti-Inseln: Seemann no. 765!

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 228! — Brackenridge!

Verbr. Neue Hebriden.

Originale des Synaphlebium Pickeringii Brack. von den Samoa-Inseln stimmen im Habitus genau mit den mir vorliegenden wenigen Exemplaren Dr. Graeffe's überein, unterscheiden sich aber dadurch, dass bei ihnen nur hie und da ganz vereinzelt eine Nervenanastomose an der Basis der Crenaturen auftritt, die in unserer no. 228 von Savai regelmässig vorhanden ist und nur selten fehlt. Kuhn (l. c.) unterscheidet übrigens noch eine »var. nervis omnibus liberis«, so dass wir auch in dieser Art wieder einen Beweis haben, wie wenig in vielen Fällen auf die Nervatur

der Lindsayen Gewicht zu legen ist. Lindsaya lobata Poir. hat uns oben dafür bereits als Beleg gedient; Lindsaya rigida J. Sm. (Cuming no. 397) u. A. zeigen gleiche Verhältnisse. In der Gattung steht Lindsaya Pickeringii Mett. ihrer Verwandtschaft nach zwischen L. adiantoides Kuhn (Davallia pulchella Hook., mit welcher sie von Hooker und Baker vereinigt wird) und L. repens Kze. Vielleicht bilden alle drei Arten nur den Formenkreis einer einzigen Art, was spätere Untersuchungen entscheiden müssen.

165. Lindsaya repens Kze.

Kze. herb. Kuhn, Fil. African. 68; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 277. Acrophorus repens Moore, Index Fil. Spec. 3, wo die weiteren Synonyme nachzusehen sind.

Nach Seemann, Journ. of Bot. II. 73, ist diese Art von Dr. Graeffe (no. 10 der früheren Sammlung) auf Uvea in der Tongagruppe und von ihm selber auf Viti (no. 766) gesammelt worden. Ich habe sie in der späteren Hauptsammlung nicht gefunden. Die Exemplare, welche dafür gehalten werden könnten, no. 228 von Savai, stimmen mehr mit der Lindsaya Pickeringii Mett., als mit Lindsaya repens Kze. überein, wobei jedoch die Möglichkeit bleibt, dass diese beiden Arten, wie bereits angedeutet wurde, nicht specifisch von einander verschieden, sondern nur Formen einer Art sein möchten.

166. Lindsaya stolonifera Mett.

Metten. in Linn. XXXVI. 81. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 573.

Viti-Inseln. Ovalau; schattiger Hochwald der montanen Region, am Boden kriechend: Graeffe no. 12!

Verbr. Neu-Irland, Neue Hebriden.

Die Mettenius'sche Beschreibung passt vorzüglich auf die no. 12 Dr. Graeffe's. Beim ersten Anblick gleicht dieselbe, der Form etc. der Blätter nach, sehr dem Synaphlebium pulchrum Brack., von dem sich die vorliegende Art jedoch sofort durch das lange, dünne, verästelte, weit kriechende Rhizom unterscheidet. Verflochten war dasselbe mit jenem von Lindsaya adiantoides, welche an denselben Standorten vorkommt. Ob die Lindsaya stolonifera Mett. »gute Art« ist, wage ich zur Zeit nicht zu entscheiden.

167. Lindsaya tenuifolia Bl.

Bl. Enum. Fil. Jav. 219. Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 277.

Lindsaya triquetra Mett. msc.

Davallia triquetra Bak. in Hook. et Bak. Syn. 93. Lyell, Geogr. Handb. 51, 194.

Davallia Blumeana Hook. Sp. Fil. I. 177, part. (excl. icon.). Hook. et Bak. Syn. Fil. 93, part.

Odontoloma tenuifolium Presl, Epim. 98, part. (non J. Sm.) Brack. Fil. U. S. Expl. Exped.

Acrophorus tenuifolius Moore, Index Fil. Spec. 4, partim.

Davallia digitata Kaulf. herb. (Lindsaya Mett. msc.) t. Kuhn.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 542!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 272! — Brackenridge! Powell (unter Davallia, ohne Nummer)!

Verbr. Java, Neu-Guinea.

Selten, mir nur in wenigen Exemplaren vorliegend.

Ordo II. Cyatheaceae.

24. Dicksonia L'Herit.

Die Gattung Dicksonia ist hier, nach Ausscheidung einer Anzahl Arten in die zu den Polypodiaceen gehörende Gattung Dennstaedtia Bernh., in dem von L'Heritier (Sertum Anglicum 1788, pag. 30, 31.) angedeuteten, von Moore (Index Fil. Spec.) und Mettenius (Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. pag. 80—82.) wieder eingeführten Umfange — als echte Cyatheaceen — angenommen worden.

168. Dicksonia Berteroana Hook.

Hook. Sp. Fil. I. 67, tab. 23 A. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 277. Gay, Chil. VI. 522. Moore, Index Fil. Spec. 311. Hook. et Bak. Syn. Fil. 51. Lyell, Geogr. Handb. 69, 89, 183, 190.

Balantium Berteroanum Kze. Anal. Pterid. 40, t. spec. Fée, Gen. Fil. 341. Sturm, Fil. Chil. 37.

Davallia Berteriana Colla, Mem. Aet. Taur. XXXIX. 37, tab. 65.

Dicksonia thyrsopteroides Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 81.

Dicksonia Brackenridgii Mett. l. c. 81 in not.

Viti-Inseln. Ovalau; montane Region, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 561! Viti Levu: Graeffe no. 487! (no. 7 in Seem. Journ. l. c.) — Brackenridge! Milne!

Samoa-Inseln: Powell no. 45!

Verbr. Neu-Caledonien, Juan Fernandez.

Dicksonia thyrsopteroides Mett. kann ich, nach Ansicht von Originalexemplaren, nicht von Dicksonia Berteroana Hook., deren Blätter Dr. Graeffe bis zu 6 Fuss Länge angiebt, trennen. Es zeigen sowohl Graeffe's Pflanzen in einzelnen Blatt-Regionen als auch ganzen Blättern die feinere Theilung der fertilen Fiedern von D. thyrsopteroides, als auch an Vieillard'schen Exemplaren von Neu-Caledonien hie und da an den Fiedern nicht die vollständige Contraction der Blattsubstanz eintritt, die Mettenius so besonders betont. Sodann finden sich bei den Viti-Exemplaren alle Uebergänge von der Form der sterilen Fieder zu fructificirenden, deren Fiedersegmente nur unbedeutend contrahirt sind, bis zu solchen, welche die feine Theilung der normal fertilen Fiedern besitzen.

169. Dicksonia straminea Lab.

Labill. Sert. Austr. Caledon. 7, tab. 10. Spr. Syst. Veg. IV. 123. Hook. Sp. Fil. I. 71. Moore, Index Fil. Spec. 315. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 81. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 582.

Sitolobium stramineum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 273.

Dicksonia Torreyana Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 278, tab. 38, fig. 2.

Dicksonia dubia Hook. Bak. Syn. Fil. 52, part. Lyell, Geogr. Handb. 69, 190.

Viti-Inseln. Ovalau, littorale Region: Graeffe no. 261 — Brackenridge! Seemann no. 767! Home! M'Gillivray! Harvey!

Verbr. Neu-Caledonien, Neue Hebriden.

170. Dicksonia dubia Gaud.

Gaud. in Freyc. Voy. 367. Hook. Sp. Fil. I. 71, tab. 24 C. Fée, Gen. Fil. 335. Kze. Linnaea XXIII. 249. Moore, Index Fil. Gen. XCV; Spec. 312. Hook. fil. Fl. of Tasman. II. 132. Hook. et Bak. Syn. Fil. 51, excl. syn. Lyell, Geogr. Handb. (part.) 77, 89, 190.

Sitolobium dubium Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 293.

Davallia dubia RBr. Prodr. Fl. N. Holl. 157. Poir. Enc. Suppl. V. 352. Spreng. Syst. Veget. IV. 121.

Balantium Brownianum Presl, Tent. Pterid. 134, tab. 5, fig. 4; t. spec. orig. Mett. Fil. Hort. Lips. 107.

Dicksonia fallax Kaulf. in Sieb. Syn. Fil. exsicc. no. 111 et Fl. mixt. no. 247, t. spec. origin.

Viti-Inseln. Ovalau, sonnige Hügel der littoralen Region: Graeffe no. 151, 490! Daemel no. 32! Nairay: Daemel no. 31!

Samoa-Inseln: Powell no. 117?

Verbr. Neuholland, Tasmanien.

Da Hooker und Baker die Dicksonia straminea Labill. mit dieser Art vereinigen, so lässt sich nicht mit Sicherheit angeben, zu welcher von beiden Arten Powell's no. 117 gehört; ich führe sie mit ? hier auf, da sie im citirten Verzeichnisse als Dicksonia dubia Gaud. bestimmt ist.

25. Alsophila R. Br.

171. Alsophila Samoënsis Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 287, tab. 40, fig. 1. Moore, Index Fil. Spec. 57. Hook. Bak. Syn. Fil. 39. Lyell, Geogr. Handb. 68, 88, 189.

Samoa-Inseln: Brackenridge!

Verbr. Louisiade?

Mir unbekannt und unter Graeffe's Farnen keine auf die Diagnose passende Form vorhanden.

172. Alsophila decurrens Hook.

Hook. Spec. Fil. I. 51. Hook. et Bak. Syn. Fil. 39. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 582. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 289. Moore, Index Fil. Spec. 49. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 84. Lyell, Geogr. Handb. 69, 189.

Cyathea extensa? Hook. in Nightingale's Oceanic Sketches, Append.

Samoa-Inseln: Graeffe no. 522! (ohne specielle Angaben). Brackenridge!

Verbr. Neu Caledonien, Neue Hebriden.

173. Alsophila truncata Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 289, tab. 41. Moore, Index Fil. Spec. 58. Hook. et Bak. Syn. Fil. 39. Lyell, Geogr. Handb. 88, 189.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 38, 168! Viti Levu, Gebirgswälder: Graeffe no. 61! Ngau: Milne! — Brackenridge!

Samoa-Inseln: Powell no. 119!

Graeffe's leider sterile und nur spärlich in der Sammlung vertretene Blätter dieser schönen Art stimmen genau mit Originalexemplaren von Brackenridge überein.

174. Alsophila lunulata R. Br.

R. Brown, Prodr. Fl. N. Holl. 158. Hook. Sp. Fil. I. 51. Presl, Tent. Pterid. 62. Spreng. Syst. Veget. IV. 124. Bl. En. Fil. Jav. 246. Desv. Ann. Linn. 319. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 285, tab. 39. Moore, Index Fil. Spec. 53. Hook. et Bak. Syn. Fil. 41. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 582. Lyell, Geogr. Handb. 48, 69, 88, 189.

Polypodium lunulatum Forst. Prodr. no. 456, t. spec. orig. Schkuhr, Farnkr. 18, tab. 23. Sw. Syn. Fil. 40, 235. Willd. Spec. Pl. V. 204.

Phegopteris lunulata Fée, Gen. Fil. 243.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 144! Daemel no. 8! — Brackenridge! Seemann![1]) Harvey! Milne! M'Gillivray!

Samoa-Inseln. Ohne specielle Angabe: Graeffe no. 524 (sehr grosse Blätter)! Powell no. 85!

Tonga-Inseln: Forster!

Verbr. Java? Polynesien.

Die von Graeffe gesammelten Exemplare gleichen in allen Theilen denen von Brackenridge. Die Stammhöhe wird von Graeffe zu 15—20′ angegeben.

Nach Powell sind die bei den Eingeborenen der Samoa-Inseln für diesen Baumfarn gebräuchlichen Namen: »Olioli«, »Paogo« oder »Pagóa«. Derselbe bemerkt (On various Samoan plants and their vernacular names, in Seem. Journ. of Bot. VI. 361) über denselben: »Used in the dry state as posts for houses and sheds. Caudex 15—20 feet (I have seen one 40—50 feet), diameter 5—7 inch. Stipites 14 feet long; base 3 inch. broad, 2 inch. thick; with fronds 5—6 feet. Circinate head and base of the young fronds are covered with large, light beautiful scales, which make a most excellent stuffing for pillow or bed. Pith used formerly, in times of great scarcity, as food, and at other times as a delicacy for the sick.«

B. Seemann sagt über die Alsophila lunulata Folgendes: »One of the most common tree-ferns, the Balabala (Alsophila excelsa R. Br.), is much used for building purposes by the natives. Its trunks make excellent posts, lasting an incredibly long time, and possessing moreover the advantage of being almost fire-proof.

[1]) In seinem Werke über Viti, pag. 366, als Alsophila excelsa R. Br., »Balabala« der Eingeborenen, bezeichnet, in der Flora Vitiensis pag. 333 unter obigem Namen gegeben.

After a house has been burnt down, these posts are almost the only trace that remains. It is also customary to make the ridge pole of houses and temples of this tree-fern, and to surround it with the Wa-Kalou (holy creeper), a species of that curious genus of climbing Ferns (Lygodyction) partially no doubt from some superstitions notious, but partially also to keep out the wet. The trunks of the Balabala, cut into ornamental forms, are frequently observed around tombs, temples, churches, and bures, presenting a pretty effect. The little sticks, which the chiefs carry, stuck under their turban, and with which they scratch their heads, are also made of Balabala. The young leaves are eaten in times of scarcity, while the soft scales covering the footstalks or more correctly speaking the stipes of the fronds, are used for stuffing pillows and cushions by the white settlers in preference to feathers, because they do not become so heated, and are a real luxury in a sultry tropical night. The »Balabala« is common all over the group, especially on the weather-side, and its trunk attains the height of about 25 feet and 8 or 10 inches in thickness. The fronds form a magnificent crown of gigantic dimensions, rendering the plant a noble feature in the landscape.« (Seemann, Viti, pag. 366.)

26. Cyathea Sm.

175. Cyathea propinqua Metten.

Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 56.

Cyathea affinis Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 283 t. spec. Hook. et Bak. Syn. Fil. 27 part. (non Sw.)

Viti-Inseln: Brackenridge! Harvey!

Samoa-Inseln. Upolu; montane Region, M. Tofua: Graeffe no. 337! —

Das von Dr. Graeffe gesammelte Exemplar ist identisch mit den von Brackenridge auf den Viti-Inseln gesammelten und im Kunze'schen Herbarium von Mettenius als Cyathea propinqua Mett. bezeichneten Exemplaren von Cyathea affinis Brack. (non Sw.). Ob aber diese Art von der ihr so nahe stehenden Cyathea leucolepis Mett. wirklich specifisch verschieden ist, ist mir sehr zweifelhaft; ich habe letztere nicht gesehen und daher bis jetzt

kein bestimmtes Urtheil. Möglich ist es, dass die No. 20 von Powell, welche in dessen Verzeichniss als Cyathea leucolepis Mett. gegeben ist, zu C. propinqua Mett. gehört. Im anderen Falle wäre C. leucolepis Mett. als zweite Art dieser Gattung für die Samoa-Inseln — sonst noch auf den neuen Hebriden vorkommend — zuzufügen. Spätere Untersuchungen müssen hierüber entscheiden.

Seemann (Viti, pag. 445) giebt Cyathea medullaris Sw. (no. 768) als auf den Viti-Inseln vorkommend an. Ob obige Art?

Ordo III. Hymenophyllaceae.

27. Trichomanes L.

176. Trichomanes peltatum Baker.

Baker in Linn. Proc. inedit. cum iconc; Hook. Bak. Syn. Fil. 73. Mett. in Linnaea XXXV. 387. Lyell, Geogr. Handb. 69, 89, 192.

Microgonium omphalodes Vieill. in litt. t. Mett. l. c.

Viti-Inseln. Ovalau; M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 1006!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 313! — Powell no. 125!

Verbr. Neu-Caledonien.

Diese prächtige und, wie es scheint, sehr seltene Art liegt mir in nur einigen wenigen und grade nicht reichlich, doch schön fructificirenden Exemplaren von beiden bezeichneten Inselgruppen vor. Sie ist von Baker (l. c.) recht gut charakterisirt worden und so auffällig, dass über die Richtigkeit der Bestimmung keine Zweifel aufkommen können.

174. Trichomanes Vitiense Bak.

Baker in Linn. Proceed. ined. cum icone; Hook. et Bak. Syn. Fil. 74. Mett. in Linnaea XXXV. 386. Lyell, Geogr. Handb. 89, 192.

»Fronds subsessile or very shortly stalked, oblong, entire or rarely bifid, 2—4 lin. long, 1—2 lin. broad, furnished with a midrib only; lateral veins none; spurious venules none; sori

solitary, terminal, the tube partially exserted, the mouth entire, slightly dilated.«

»Fiji Islands, Milne! — This species rivals in minuteness Hymenophyllum parvifolium and the preceeding (T. Barklianum Baker). From this latter, it is readily distinguishable by the absence of lateral veins, and the two are the only pinnate-veined species that are without spurious venules.« (Bak. l. c.).

Mir ist die hier charakterisirte Art unter den Graeffe'schen Farnen bis jetzt nicht vorgekommen.

178. Trichomanes muscoides Sw.

Sw. Fl. Ind. occid. 1726; Syn. Fil. 141. Willd. Sp. Pl. V. 500. Spreng. Syst. Veg. IV. 128. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 179. Hook. Spec. Fil. I. 117. Kze. Bot. Zeit. IV. 476; V. 300; Linnaea IX. 103. Brack. U. S. Expl. Exped. Fil. 249. Moore, Index Fil. Gen. CX. Hook. et Bak. Syn. Fil. 75. Lyell, Geogr. Handb. 192.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Samoa-Inseln: Powell no. 137!

Verbr. Tropisches Amerika, Asien, Polynesien und Afrika, in der Umgrenzung von Hooker und Baker, Syn. Fil. l. c.

Die von Brackenridge auf den Viti-Inseln als Trichomanes muscoides Sw. gesammelten Exemplare werden von Van den Bosch (Hymenoph. Javan. pag. 7) und darnach von Mettenius im Kunze'schen Herbarium als Microgonium bimarginatum V. d. B. (Trichomanes Mett.) bezeichnet. Ich kann sie durch kein sicheres Merkmal von Trichomanes muscoides Sw. unterscheiden, wie ich auch glaube, dass die von Van den Bosch vorgenommene Spaltung dieser Art in eine ganze Reihe von Species, wie überhaupt die von diesem Monographen eingeschlagene Systematik, nicht durchführbar ist. Ich bin indessen mit den Hymenophyllaceen zu wenig genügend bekannt, um nach dem mir zu Gebote stehenden wenig umfangreichen Untersuchungsmaterial mir ein entscheidendes Urtheil bilden zu können, in wie weit die von Hooker und Baker hierher gezogenen Arten dazu Berechtigung haben. Es folgen daher bei dieser Art, sowie bei den Hymenophyllaceen im Allgemeinen, nur diejenigen wichtigsten Synonyme, deren Sicherheit mir hinlänglich feststeht, wenn auch dadurch dieser Theil der Arbeit weniger vollständig als die übrigen Abschnitte werden sollte.

179. Trichomanes parvulum Poir.

Poir. Enc. VIII. 44. Kaulf. En. Fil. 260. Spreng. Syst. Veg. IV. 128. Hook. Sp. Fil. I. 118, tab. 39 A. J. Sm. in Hook. Journ. III. 417. Benth. Fl. Hongk. 462. V. d. Bosch, Syn. Hym. 13. Kuhn, Fil. Afric. 35. Hook. et Bak. Syn. 75. Lyell, Geogr. Handb. 12, 49, 69, 89, 98, 192. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 179.

Trichomanes saxifragoides Presl, Hymen. 16, 39. V. d. Bosch, Syn. Hym. 13. Hook. et Bak. Syn. Fil. 75. Lyell, Geogr. Handb. 50, 69, 89, 192.

Gonocormus saxifragoides V. d. B. Hymen. Javan. 9 in adnot.

Trichomanes Sibthorpioides Gaud. Freyc. Voy. 376, t. V. d. B.

Trichomanes Thouarsianum Presl, Hym. 16, 40. Hook. Sp. Fil. I. 145. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 13.

Viti-Inseln: t. Hook. et Bak. Syn. l. c. (Trichomanes saxifragoides Pr.)

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 578!

Verbr. Madagascar, Bourbon, Japan, China, Hinterindien, Molukken, Philippinen, Polynesien.

180. Trichomanes digitatum Sw.

Sw. Syn. Fil. 370, 422. Poir. Enc. VIII. 70. Bl. Enum. Fil. Jav. 224. Hook. Sp. Fil. I. 119. Kze. Bot. Zeit. V. 302. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 13; Hym. Javan. 20 in observ. Kuhn, Fil. Afric. 33. Hook. et Bak. Syn. Fil. 76. Lyell, Geogr. Handb. 50, 89, 98, 192.

Trichomanes lanceum Bory in Willd. Sp. Pl. V. 500. Poir. Enc. Suppl. V. 343. Spreng. Syst. Veg. IV. 128. Bory, Bél. Voy. 79. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 33.

Trichomanes flabellatum V. d. Bosch, Syn. Hymen. 13; Hymen. Javan. 19, tab. 13.

Trichomanes loreum Bory, Bél. Voy. 79.

Trichomanes Blumei Hassk. Pug. II. 4, t. Kuhn.

Trichomanes nitidulum V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 547; Syn. Hymen. 13; Hym. Javan. 21, tab. 13.

Trichomanes Powellii Baker in Hook. et Bak. Syn. Fil. 76. Mett. in Linnaea XXXV. 387. Lyell, Geogr. Handb. 89, 192.

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 248! — Powell no. 108 (T. digitatum Sw.) und 128 (T. Powellii Bak.)!

Verbr. Mauritius, Bourbon, Java, Polynesien.

Baker (l. c.) unterscheidet von Trichomanes digitatum Sw. eine von Powell auf den Samoa-Inseln gesammelte (no. 128) Art, Trichomanes Powellii n. sp., durch dicht behaartes Rhizom und kleinere, sitzende Blätter, die einfach oder ein bis zwei

Male tief gegabelt sind und einen welligen, nicht gewimperten und auch nicht gezähnten Rand besitzen. Wahrscheinlich ist diese »Art« nur eine Jugendform von T. digitatum Sw., das überhaupt sehr variabel zu sein scheint. Die mir vorliegenden Graeffe'schen Exemplare zeigen das Rhizom bald kahl, bald schwächer oder dichter behaart (Alterszustände!); kleinere Blätter sind kürzer gestielt und weniger getheilt (vgl. auch die Abbildungen von Hooker und Greville und Van d. Bosch); der Rand ist bald schwach wellig, bald flach und die Zähnchen stehen sehr verschieden dicht, manchmal sehr vereinzelt, oder sie fehlen ganz (T. nitidulum V. d. B.). Diese Zähne sind übrigens nicht, wie in der Hooker-Greville'schen Zeichnung, gegliederte Haare, sondern wie sie V. d. Bosch bei Trichomanes flabellatum (l. c. fig. 6) ganz richtig abbildet, einfache, einzellige, schwach sichelförmig dem Blattrande zu gebogene Haare mit stark verdickten, braunen Wänden. Da sie häufig sehr kurz und dem Blattrande aufgedrückt sind, so sieht man sie deutlich in diesen Fällen erst nach dem Aufweichen des Blattes.

181. Trichomanes humile Forst.

Forst. Prodr. no. 464. Sw. Syn. Fil. 143, 371. Hedw. Icon. Fil. fasc. III. Willd. Spec. Pl. V. 507. Spreng. Syst. Veg. IV. 129. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 76. Hook. Sp. Fil. I. 123. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 85. J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 417. Zolling. Syst. Verz. 46. Kze. Bot. Zeit. V. 328; VI. 304. V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 549; Syn. Hymen. 22. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 16. Moore, Index Fil. Gen. CX. Hook. et Bak. Syn. Fil. 80. Lyell, Geogr. Handb. 50, 78, 89, 193.

Crepidomanes humile V. d. Bosch, Hym. Javan. 16, tab. 11.

Didymoglossum humile Presl, Hymen. 23.

Viti-Inseln. Ovalau: Daemel no. 52! Brackenridge!

Samoa-Inseln: Powell no. 101, 262!

var. Endlicherianum Hook. et Bak. Syn. Fil. 80.

Trichomanes Endlicherianum Presl, Epim. 10, tab. 5 A.

Trichomanes erectum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. t. spec. origin.

Viti-Inseln: Brackenridge! Seemann no. 784 ex parte!

Verbr. Java, Philippinen, südöstl. Neuholland, Neu-Seeland, Polynesien.

182. Trichomanes pallidum Bl.

Diese Art wird in dem Powell'schen Verzeichnisse unter no. 104 von den Samoa-Inseln aufgeführt. Hooker und Baker vereinigen mit derselben Trichomanes glauco-fuscum Hook. (Sp. Fil. I. 128) und Trichomanes album Bl. Letztere Form steht dem T. pallidum Bl. näher, als das polynesische T. glauco-fuscum Hook., soweit es dessen Abbildung in den Spec. Fil. tab. 40 A beurtheilen lässt. Welche der 3 Formen indessen die Powell'sche Pflanze ist, kann ich nicht entscheiden. Vielleicht liegt das T. glaucofuscum Hook. hier vor.

183. Trichomanes bipunctatum Poir.

Poir. Enc. VIII. 69. Kuhn, Fil. African. 32; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 570.

Trichomanes Filicula Bory, Dup. Voy. I. 283; Bel. Voy. II. 80. Hook. Sp. Fil. I. 124. Kze. Bot. Zeit. IV. 476; V. 329. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 76. Moore, Index Fil. Gen. CX. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 252. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 45. Hook. et Bak. Syn. Fil. 81. Lyell, Geogr. Handb. 193 etc. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 283.

Hymenophyllum Filicula Bory in Willd. Spec. Pl. V. 528. Poir. Enc. Suppl. V. 348. Spreng. Syst. IV. 132.

Didymoglossum Filicula Desv. Ann. Linn. VI. 331. Presl, Hymen. 23, tab. 8 B. Hassk. Pug. II. 21. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 41; Plant. Jungh. I. 557; Hym. Javan. 35, tab. 26; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 89.

Taschneria Filicula Presl, Epim. bot. 258.

Trichomanes minutulum Gaud. Freyc. Voy. 377, tab. 12, fig. 2 a, b, c. Bory, Voy. Coq. 283.

Didymoglossum minutulum Presl, Hymen. 23.

Hymenophyllum alatum chkuhr, Farnkr. 133, tab. 135 B.

Trichomanes longisetum Wall. Cat. no. 164.

Hymenophyllum densum Wall. Cat. no. 171.

Didymoglossum decipiens Desv. Ann. Linn. VI. 328, tab. 7, fig. 4.

Didymoglossum undulatum Presl, Hymen. 23, 48. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 42.

Hymenophyllum Blumeanum Moritzi Verz. 107 (non Spr.), t. V. d. B.

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 579! — Powell no. 100! Brackenridge (t. spec. in hb. Kze.)!

Verbr. Madagascar, Mauritius, Bourbon, Comoren, Ostindien, Ceylon, Japan, Sundainseln, Polynesien.

Trichomanes Draytonianum Brack. von den Sandwich-Inseln, von Hooker und Baker hierher gezogen, unterscheidet sich von

dem typischen T. Filicula Bory durch den nur schwach gerundeten, fast abgestutzten, nicht zweilippigen Mund des Indusiums.

184. Trichomanes Javanicum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 224. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 240. Hook. Spec. Fil. I. 130. Kze. Bot. Zeit. V. 352, 370. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 180. Hook. et Bak. Syn. Fil. 83. Lyell, Geogr. Handb. 193.

Cephalomanes Javanicum Presl, Epim. 258. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 10; Hymen. Javan. 30, tab. 22.

var. alatum: Indusii ore manifeste ampliato.

Kuhn, Fil. Nov. Hebridar. l. c. 569.

Trichomanes alatum Bory in Dup. Voy. 282, tab. 38, f. 2.

Cephalomanes alatum Presl, Stip. 26.

Trichomanes Boryanum Kze. Bot. Zeit. V. 370; Farnkr. I. 237, tab. 97, t. spec. orig.

Cephalomanes Boryanum V. d. Bosch, Nederl. Kruidk. Arch. IV. 351.

Cephalomanes Wilkesii V. d. Bosch, Nederl. Kruidk. Arch. V. 140.

Cephalomanes Australicum V. d. Bosch, Nederl. Kruidk. Arch. V. 139.

Viti-Inseln. Ovalau, feuchte Bergwälder: Graeffe no. 140, 501! Daemel no. 16! Viti Levu: Graeffe no. 56 in Seem. Journ. l. c. (als T. Javanicum Bl.; wohl die var.)! — Seemann no. 769!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 225! Upolu: Graeffe no. 339! Tutuila: Graeffe no. 269! — Powell no. 23! Brackenridge!

Tonga-Inseln: Futuna od. Hoorne Island: Graeffe no. 572!

Verbr. Neue Hebriden, Carolinen.

Name bei den Eingeborenen Ovalau's: »Matabuasalu-nivikau« (Graeffe).

185. Trichomanes caudatum Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 256, tab. 36, fig. 5. Hook. et Bak. Syn. Fil. 85. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 570. Lyell, Geogr. Handb. 79, 89, 193.

Trichomanes flavo-fuscum V. d. Bosch, Ann. sc. nat sér. IV. vol. XV. 88; Nederl. kruidk. Arch. V. 241, t. spec. origin.

Viti-Inseln: Brackenridge! Seemann no. 783!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 340, 342! — Powell no. 103!

Verbr. Neusüdwales, Neue Hebriden, Neu-Caledonien, Tahiti.

186. Trichomanes rigidum Sw.

Sw. Schrad. Journ. 1800, II. 97; Fl. Ind. occid. III. 1738, 2044; Syn. Fil. 144. Willd. Spec. Pl. V. 512. Hedw. Fil. t. 2. Poir. Enc. VIII. 69. Sm. in Rees Cycl. 36. Knth. Syn. 89. Spreng. Syst. Veg. IV. 131. Hook. Spec. Fil. I. 133. Kze. Bot. Zeit. IV. 477; V. 402; Linnaea X. 553. K. Müll. Bot. Zeit. XII. 749. Moore, Index Fil. Gen. CX. Presl, Hymen. 16. Sturm in Mart. Flor. Brasil. Fil. 267. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 31. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 268 Kl. Linnaea XVIII. 532; XX. 437. Bedd. Ferns of S. India 3, tab. 8. Ettingsh. Farnkr. 230, tab. 165, fig. 2. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 45. Griseb. Fl. brit. Westind. 656. Mett. Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 194. Kuhn, Fil. African. 37. Hook. et Bak. Syn. Fil. 86. Lyell, Geogr. Handb. 193 etc. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 189.

Trichomanes dentatum V. d. Bosch, Nederl. Arch. IV. 182; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 87. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 569.

Trichomanes Dregei V. d. Bosch, Syn. Hym. 32.

Trichomanes setaceum V. d. Bosch, Nederl. kruidk. Arch. V. 176.

Trichomanes pyramidale Wall. Cat. no. 162.

Trichomanes obscurum Bl. En. Fil. Jav. 277. V. d. Bosch, Pl. Jungh. I. 553; Syn. Hymen. 35; Hymen. Javan. 23, tab. 17. K. Müll. Bot. Zeit. XII. 749. Kuhn, Fil. African. 35.

Trichomanes bifidum Vent. Willd. Sp. Pl. V. 511. Spreng. Syst. Veg. IV. 130. Poir. Enc. Suppl. V. 344. Hook. Spec. Fil. I. 136. Kze. Bot. Zeit. V. 404. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 36. Presl, Hymen. 16, tab. 4 A.

Trichomanes Mandioccanum Raddi, Fil. Brasil. 64, tab. 79, fig. 2. K. Müll. Bot. Zeit. XII. 747, 750. Sturm in Mart. Fl. Brasil. Fil. 267, tab. 18, fig. 12. Pr. Hymen. 16.

Trichomanes daucoides Presl, Epim. 12, tab. 7. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 32.

Didymoglossum longisetum Presl, Hymen. 23, 49.

Viti-Inseln. Ovalau; schattige Wälder der montanen Region: Graeffe no. 141, 23, 201 a! Daselbst M. Tana-lailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 109! — Brackenridge! Seemann no. 780, 829!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 233! — Powell no. 34!

Verbr. Capländer, Madagascar, Comoren, Vorderindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, China, Japan, Polynesien, trop. Amerika.

187. Trichomanes meifolium Bory.

Bory in Willd. Sp. Pl. V. 509. Spreng. Syst. Veg. IV. 131. Hook. Sp. Fil. I. 137. Presl, Hymen. 16. J. Sm. in Hook. Journ. III. 417. Presl, Hymen. 16. Bl. En. Fil. Jav. 227. Kze. Bot. Zeit. IV. 477; V. 446. Brack. Fil. U.

S. Expl. Exped. 259. Hook. et Bak. Syn. Fil. 86. Lyell, Geogr. Handb. 193 etc.

Trichomanes apiifolium Presl, Hymen. 16, 44. Kze. Bot. Zeit. V. 417. V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 555; Syn. Hymen. 36; Hymen. Javan. 26, tab. 19.

Trichomanes Bauerianum Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 17. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 569.

Trichomanes myrioplasium Kze. Bot. Zeit. IV. 477; V. 417.

Trichomanes eminens Presl, Hymen. 16, 44. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 36.

Viti-Inseln. Viti Levu; bei Namusi: Graeffe no. 48! no. 14 in Seem. Journ. l. c.! Ovalau, montane Region: Graeffe no. 77, 136!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 409, 430! Upolu: Graeffe no. 343! — Powell no. 35, 129!

var. polyanthos Hook. et Bak. Syn. Fil. 86.

Trichomanes polyanthos Hook. Icon Plant. VIII. tab. 703; Spec. Fil. I. 138.

Hymenophyllum polyanthos Hook. in Nightingale's Oceanic Sketches p. 132 append. (non Sw.)

Viti-Inseln: Brackenridge, t. spec.! Seemann no. 781!

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 233, a!

Verbr. Java, Philippinen, Norfolk-Insel, Polynesien.

188. Trichomanes maximum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 228. Hook. Spec. Fil. I. 137. Kze. Bot. Zeit. V. 418; VI. 304. V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 554; Syn. Hymen. 36; Hymen. Javan. 25, tab. 18; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 89. Hook. et Bak. Syn. Fil. 86. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 570. Lyell, Geogr. Handb. 193 etc.

Trichomanes anceps β Hook. Spec. Fil. I. 135, tab. 40, C, 3. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. t. spec.

Trichomanes millefolium Presl, Hym. 16, 43. V. d. Bosch, Pl. Jungh. I. 555; Syn. Hymen. 36; Hymen. Javan. 27, tab. 20.

Trichomanes achilleifolium J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 417.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 136 a! Centrales Viti Levu: Graeffe no. 184! — Brackenridge!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 293, 349, 350! — Brackenridge! Powell no. 24!

Verbr. Sunda-Inseln, Philippinen, Polynesien.

189. Trichomanes giganteum Bory.

Bory in Willd. Spec. Plant. V. 514. Poir. Enc. Suppl. V. 344. Spreng. Syst. Veg. IV. 131. Hook. Icon. Plant. VIII, tab. 702; Spec. Fil. I. 136.

Kze. Bot. Zeit. V. 404. V. d. Bosch, Syn. Hym. 33. Moore, Index Fil. Gen. CX. Hook. et Bak. Syn. Fil. 87. Lyell, Geogr. Handb. 193 etc.

Trichomanes radicans Sw. var. gigantea Mett. msc. Kuhn, Fil. African. 36.

Viti-Inseln. Viti Levu, Gebirgswälder im Innern: Graeffe no. 178!

Verbr. Mauritius, Bourbon, Comoren.

Es liegen mir nur 2 sterile Fragmente von dem genannten Standorte vor, welche bei genauer Vergleichung mit dem T. giganteum Bory gut übereinstimmen. Dasselbe wird hier noch als eigene Art aufgeführt, da mir bis jetzt eine eingehende Prüfung seines Verhältnisses zu T. radicans Sw. noch nicht möglich war.

190. Trichomanes longisetum Bory.

Bory in Willd. Spec. Plant. V. 510. Poir. Enc. Suppl. V. 344. Hook. Spec. Fil. I. 137. Spreng. Syst. Veg. IV. 130. Kze. Bot. Zeit. V. 418; VI. 304. V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 556; Syn. Hymen. 33; Hymen. Javan. 28, tab. 21. Hook. et Bak. Syn. Fil. 87. Lyell, Geogr. Handb. 193.

Trichomanes cricoides Kuhn, Fil. Afric. 33 part.

Samoa-Inseln. Savai, an Baumstämmen in der montanen Region: Graeffe no. 222! — Powell no. 36!

Verbr. Bourbon, Java.

28. Hymenophyllum Sm.

191. Hymenophyllum demissum Sw.

Sw. Syn. Fil. 147, 374. Schkuhr, Farnkr. 135, tab. 135, c. Willd. Spec. Pl. V. 528. Spreng. Syst. Veg. IV. 132. Hook. Spec. Fil. I. 109. Kze. Bot. Zeit. V. 259. Hook. fil. Fl. of New. Zeal. II. 14. Hook. et Bak. Syn. Fil. 61. Lyell, Geogr. Handb. 191.

Trichomanes demissum Forst. Prodr. no. 468. Hedw. Icon. Fil.

Viti-Inseln: t. Hook. et Bak. l. c.

Verbr. Neuseeland, Java, Philippinen, Polynesien (nach Hooker).

192. Hymenophyllum dilatatum Sw.

Sw. Syn. Fil. 147, 373. Schkuhr, Farnkr. 131, tab. 135. Willd. Spec. Plant. V. 533. Spreng. Syst. Veg. IV. 132. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 60. Hook. Spec. Fil. I. 104. Bl. En. Fil. Jav. 221. Kze. Bot. Zeit. V. 242; VI. 305. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 368.

Hook. fil. Fl. of N. Zeal. II. 13. Hook. et Bak. Syn. Fil. 62. Lyell, Geogr. Handb. 191.

Trichomanes dilatatum Forst. Prodr. no. 467.

Hymenophyllum Junghuhnii V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 570; Syn. Fil. 55; Hymen. Jav. 60, tab. 49.

Hymenophyllum formosum Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 268, tab. 37, fig. 3, t. spec. orig. V. d. Bosch, Hymen. Javan. 59, tab. 47 et 48.

Hymenophyllum sororium V. d. Bosch, Plant. Jungh. I. 569; Syn. Hymen. 55.

Viti-Inseln: Seemann no. 785!

Samoa-Inseln. Savai, montane Region: Graeffe no. 221! Upolu, mont. Reg.: Graeffe no. 341! Tutuila: Graeffe no. 426! — Powell no. 105!

Verbr. Java, Neuseeland, Polynesien.

Die Zellenmembran ist schwach verkieselt und liefert beim Glühen ein deutliches, zusammenhängendes Skelet.

193. Hymenophyllum polyanthos Sw.

Sw. Syn. Fil. 149. Willd. Spec. Plant. V. 531. Spreng. Syst. Veg. IV. 132. Hook. Spec. Fil. I. 106. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 14. Bedd. Ferns of brit. India II. tab. 280. Hook. et Bak. Syn. Fil. 60. Etc. etc.

Samoa-Inseln: Powell no. 107!

194. Hymenophyllum Feejeense Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. tab. 37, fig. 2.

Viti-Inseln. Ovalau; »zwischen Moosen auf den Gipfeln der Berge«: Graeffe no. 165! — Brackenridge!

Samoa-Inseln: Powell no. 106!

Graeffe's Exemplare stimmen genau mit den Originalen Brackenridge's überein.

195. Hymenophyllum Neesii Hook.

Hook. Spec. Fil. I. 99. Hook. et Bak. Syn. Fil. 71. Bedd. Ferns of brit. India II. 279.

Viti-Inseln: t. Hook. et Bak. l. c.

196. Hymenophyllum Tunbridgense Sm.

Sm. Act. Taur. V. 418. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 100; Fl. Ind. occid. 1748; Syn. Fil. 147. Schkuhr, Farnkr. 134, tab. 135 d. Willd. Spec.

Plant. V. 520. Engl. Botan. tab. 162. Thunbg. Fl. Capens. 737. Spreng. Syst. Veg. IV. 133. Newm. Brit. Ferns 297. Moore, Brit. Ferns ed. Ill. 261. Hook. Brit. Ferns 43. Lowe, Ferns VIII. tab. 5 B. Hook. Spec. Fil. I. 95. Kze. Linn. X. 554. Lk. Fil. Spec. 153. Presl, Hymen. 32. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 159. Webb. et Berth. Phytogr. Canar. 446. Gaud. Freye. Voy. 375. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 63. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 44. Gay, Fl. Chil. IV. 530. Sturm, Fil. Chil. 44. Rich. Voy. de l'Astrolabe 91. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 11; Fl. of Tasman. II. 133; Handb. New Zeal. Fl. 352. Braek. Fil. U. S. Expl. Exped. 264. Milde, Deutschl. Sporenpflzn. 6; Fil. Europ. 12. Moore, Index Fil. Gen. CXII. Mett. Fil. Leehl. I. 26. Kuhn, Fil. African. 42. Hook. et Bak. Syn. Fil. 67. Lyell, Geogr. Handb. 192 etc.

Trichomanes Tunbridgense L. Spec. 7949. Hedw. Fil. t. 12. Lam. Ene. VIII. 72. Fl. Dan. tab. 954. — Leptocionium V. d. Bosch, Gen. 318.

Hymenophyllum cupressiforme Labill. Fl. Nov. Holl. II. 102, tab. 150, fig. 2. Poir. Enc. Suppl. V. 346. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 62. Presl, Hymen. 32.

Leptocionium cupressiforme V. d. Bosch, Gen. 318.

Hymenophyllum alatum Willd. Spec. Plant. V. 526. Poir. Enc. Suppl. V. 342.

Hymenophyllum antarcticum Presl, Hymen. 31, 50, tab. 12 A. V. d. Bosch, Nederl. kruidk. Arch. V. 175.

Hymenophyllum Dregeanum Presl, Hym. 32, 52. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 63.

Leptocionium Dregeanum V. d. Bosch, Gen. 318.

Hymenophyllum revolutum Colenso, Lond. Journ. Bot. III. 30.

Hymenophyllum asperulum Kze. Linnaea IX. 109. V. d. Bosch, Syn. Hymen. 64.

Leptocionium asperulum V. d. Bosch, Gen. 318.

Samoa-Inseln. Savai, an Bäumen in der montanen Region: Graeffe no. 248!

Verbr. Europa, Afrika, Neuholland, Polynesien, Amerika.

197. Hymenophyllum affine Brack.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Von diesem Hymenophyllum habe ich nur sehr spärliche, wenig fructificirende Exemplare gesehen, deren Involucrum ganzrandig war. Hooker und Baker, Syn. Fil. pag. 67, ziehen dasselbe als Form zu Hymenophyllum Tunbridgense β Wilsoni Hook. Ich kann mir bis jetzt kein Urtheil über seine Stellung bilden und gebe daher vorläufig nur den Namen.

Ordo IV. Gleicheniaceae.

29. Gleichenia R. Br.

198. Gleichenia longissima Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 250. Hook. Sp. Fil. I. 4. Hassk. in Hook. Journ. VII. 322. Moore, Index Fil. Spec. 379. Mett. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 48. Hook. et Bak. Syn. Fil. 12. Lyell, Geogr. Handb. 11, 20, 48, 88, 187.

Mertensia longissima Kze. Bot. Zeit. IV. 418. Presl, Epim. 26.

Mesosorus longissimus Hassk. Fil. Jav. 5.

Gleichenia glauca Hook. Sp. Fil. I. 4, tab. 3 B (non Sw. t. Hook. Bak. l. c.).

Gleichenia excelsa J. Sm. in Hook. Journ. III. 420. Hook. Sp. Fil. I. 5, tab. 4 B. Benth. Fl. Hongk. 442.

Mertensia excelsa Pr. Epim. 25. J. Sm. Lond. Journ. Bot. II. 381. Ettingsh. Farnkr. 234, tab. 164, fig. 1; tab. 166, fig. 2.

Mesosorus excelsus Hassk. Fil. Jav. 3.

Mertensia glabra Brack Fil. U. S. Expl. Exp. 292, t. Hook. et Bak.

Gleichenia gigantea Wall. Cat. no. 157. Hook. Sp. Fil. I. 5, tab. 3 A. Bedd. Ferns of brit. India I. tab. 30. Moore, Index Fil. Gen. CVIII; Spec. 378.

Mertensia gigantea Pr. Tent. Pterid. 51; Epim. 25. Hook. Gen. Fil. tab. 39. J. Sm. Lond. Journ. Bot. II. 381.

Mesosorus giganteus Hassk. β glaucus Hassk. Fil. Jav. 2.

Mertensia glauca J. Sm. in Seem. Bot. of the Herald p. 430 t. Benth. l. c. (non Sw.)

Viti-Inseln. Ovalau; höchste Bergspitze hinter Lefuka, selten: Graeffe no. 62!

Verbr. Ostindien, Sundainseln, Philippinen.

Es liegen mir nur einzelne, bis 2′ lange Fiederstücke (eines Blattes?) vor, die aber alle Theile repräsentiren und mit den citirten Abbildungen sehr gut übereinstimmen. Vielleicht gehören hierher noch mehrere der von Hook. et Bak. l. c. als synonym aufgeführten Arten. So scheint mir Gleichenia arachnoides Mett. (Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 47) nur eine stärker behaarte Form zu sein. Ueberhaupt steht die Behaarung der in unseren Sammlungen befindlichen Exemplare wesentlich mit der Altersperiode, in der sie gesammelt wurden, sowie häufig sogar mit der beim Sammeln verwendeten Sorgfalt, im Zusammenhange. Die Graeffe-schen Pflanzen sind unterseits graugrün und fast spinnwebartig braungelb behaart. Diese Bekleidung ist an älteren Theilen oft fast ganz verloren gegangen, hält sich jedoch an Rhachis (in

manchen Fällen und bei sorgfältigem Einlegen sogar an der primären Rhachis noch vorhanden) und Mittelnerven der Segmente länger, als an den übrigen Stellen der Unterseite.

199. Gleichenia flagellaris Spr.

Spreng. Syst. Veg. IV. 25. Boj. Hort. Maur. 420. Hook. Sp. Fil. I. 10. Moore, Index Fil. Gen. CVIII; Spec. 377. Kuhn, Fil. Afric. 167. Hook. et Bak. Syn. Fil. 14, part. Lyell, Geogr. Handb. 48, 88, 97, 187 part.

Mertensia flagellaris Bory in Willd. Sp. Plant. V. 74. Poir. Enc. Suppl. III. 669. Desv. Ann. Linn. VI. 200. Presl, Tent. 51. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 294.

Mertensia muricata Kaulf. in Sieb. Syn. Fil. exsicc. no. 18, t. spec.

Gleichenia muricata Spreng. Syst. Veg. IV. 27. Boj. Hort. Maur. 420.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 78! Viti Levu: Milne!

Verbr. Mauritius, Bourbon.

Beim Glühen erhält man von der Epidermis der Fiedern ein deutliches Kieselskelet.

Die Unterseite ist häufig blaugrün gefärbt und an den mir vorliegenden Exemplaren fast durchweg zart behaart. Blattstiel und Rhachis sind, namentlich bei jüngeren Blättern, stärker mit hellbraunen Haaren bedeckt, die jedoch im Alter theilweise oder oft ganz, besonders auf der Oberseite der Rhachis, verschwinden. Die Knospe in der Gabelung ist häufig zu einem dritten Abschnitte entwickelt, der dann an seiner Basis die lanzettlichen, braunschwarzen Schuppen derselben trägt. Die Ausdehnung der Fiedersegmente über die einzelnen Gabelungen des Blattes variirt sehr bei einem und demselben Individuum. Namentlich ist die Rhachis der primären Gabelung bald kahl, bald ganz bis zur Basis mit Segmenten bedeckt, bald besitzt sie am Grunde nur wenige (meist 1 oder 2) kürzere und breitere Fiederlappen. In diesem letzteren Falle kommt es jedoch auch vor, dass die Segmente am Grunde beiderseits kurz geöhrt sind; ja in einzelnen Fällen entwickeln sie sich mächtiger, bis $2^1/_2$ Centim. lang, und sind wieder fiedertheilig mit rundlichen Abschnitten.

200. Gleichenia dichotoma Hk.

Hook. Sp. Fil. I. 12. Mett. Fil. Hort. Lips. 113; Ann. Mus. Lugd. Bat. I. 50; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 84; Fil. Lechler. I. 26. Lowe, Ferns

VIII. tab. 51. Benth. Fl. Hongk. 442. J. Sm. Bot. of the Herald 242. Moore, Index Fil. Gen. CVIII; Spec. 375. Bedd. Ferns of S. India 25, tab. 74. Kuhn, Fil. African. 167; Fil. Nov. Hebrid. l. c. 583. Hook. et Bak. Syn. Fil. 15. Lyell, Geogr. Handb. 187 etc.

Polypodium dichotomum Thunbg. Flor. Japon. 338, tab. 37. Forst. Prodr. no. 450; Plant. escul. n. 49. Sw. Fl. Ind. occ. 1681. Lam. Enc. Bot. V. 543. Roxb. Crypt. 3. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 28.

Mertensia dichotoma Willd. Act. Holm. 1804, pag. 167; Spec. Plant. V. 71. Sw. Syn. Fil. 163. Fisch. et Langsd. Fil. 28, tab. 29. Kaulf. Enum. Fil. 40. Schkuhr, Farnkr. 150, tab. 148. Bory in Dup. Voy. 252. Presl, Tent. 51. J. Sm. in Secm. Bot. of the Herald 242, 430. Fée, Mém. XI. 121; Crypt. vasc. du Brésil 199. Gaud. in Freyc. Voy. 301. Poir. Enc. Suppl. III. 667. Desv. Ann. Linn. VI. 200. J. Sm. in Lond. Journ. Bot. II. 381. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 297. Thwait. Ceyl. 379. Kze. Bot. Zeit. IV. 418; VI. 492; Linnaea XXIII. 267; XXIV. 247.

Dicranopteris dichotoma Bernh. Schrad. Journ. 1806, pag. 38.

Mesosorus dichotomus Hassk. Fil. Jav. 9—13.

Polypodium lineare Burm. Fl. Ind. 235, tab. 67.

Mertensia discolor Schrad. Gött. gel. Anz. 1824, pag. 863. Mart. Icon. pl. crypt. Brasil. 111. Sturm, Fl. Bras. I. 232.

Gleichenia lanigera Don, Prodr. Nep. 17. Spreng. Syst. Veg. IV. 25.

Sticherus laniger Pr. Tent. 52.

Mertensia Sieberi Pr. Tent. 51.

Mertensia obtusata Desv. Berl. Mag. V. 307; Journ. bot. III. 268. Poir. Enc. Suppl. III. 670.

Gleichenia rigida J. Sm. Hook. Journ. III. 420. — Mertensia Fée, Crypt. vasc. du Brésil 202.

Gleichenia mucronata Reinw., J. Sm. in Hook. Journ. III. 420.

Mertensia pteridifolia Presl, Gefässb. I. 31, tab. 6, fig. 7; Epim. 23, tab. 14.

Mertensia crassifolia Pr. Gefässb. I. 31, tab. 6, fig. 6; Epim. 23, tab. 13.

Mertensia Cumingiana Presl, Tent. 51, t. Mett. l. c.

Gleichenia Hermanni R. Br. (non Hook. et Grev.) Prodr. Fl. N. Holl. 161. Bl. En. Fil. 248. Wall. Cat. no. 155. Boj. Hort. Maur. 420. Spreng. Syst. Veg. IV. 26. J. Sm. Hook. Journ. III. 420. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73? 103? A. Cunn. Fl. Ins. N. Zeal. in Hook. Bot. Mag. Comp. II. 361. Hook. fil. Fl. N. Zeal. II. 6.

Mertensia Hermanni Poir. Enc. Suppl. III. 670. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 255?

Mertensia glaucescens Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 255?

Gleichenia Klotzschii Hook. Sp. Fil. I. 13. tab. 5 B, t. Hook. Bak. l. c. Fée, Mém. XI. 121.

Mertensia revoluta Klotzsch in Herb. Hook. (non H. B. K.)

Mertensia flexuosa Mart. Icon. Pl. Crypt. Brasil. 108, tab. 60, fig. 1. Sturm in Mart. Fl. Bras. Fil. 230.

Mertensia pumila Mart. Icon. Pl. Crypt. Brasil. 111, tab. 60, fig. 2.
Gleichenia ferruginea Bl. En. Fil. Jav. 249. Hook. Sp. Fil. I. 10. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 50.
Mertensia emarginata Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 297, tab. 42.
Gleichenia emarginata Mett. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 50. (in adnot.)

Viti-Inseln. Vanua Valavu: Graeffe no. 96, 214! Viti Levu; sonnige, freie Spitzen der höchsten Berge: Graeffe no. 56! Ovalau; thonhaltige, kahle Hügel: Graeffe no. 22, 140 a! Daemel no. 18! — Harvey! Seemann no. 791!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 291, 394! — Powell no. 5, 146!

Verbr. Tropische und subtropische Zone.

Einheimischer Name auf Ovalau = »Doroluto« oder »Dorolotu« (Graeffe) und auf den Samoa-Inseln = »Asauâ«. (Powell l. c. pag. 280.)

Sehr variable Art! Die Grösse der Fiedern und ihrer Segmente, die Farbe und Behaarung derselben etc. sind so vielfachen Variationen, die häufig an demselben Individium sich finden, unterworfen, dass es schwer ist, selbst nur scharf markirte Varietäten zu unterscheiden. Die untersten Fiedersegmente wechseln in der Form in mannigfacher Weise, von einfach linear bis mehr oder weniger tief fiederspaltig oder fiedertheilig; in letzteren Fällen überragen sie oft die übrigen Segmente um das Drei- und Vierfache ihrer Länge, doch variirt auch dies an einem und demselben Exemplare vielfach. Was die Entwickelung der accessorischen Fiedern betrifft, so fehlen dieselben bei vielen Exemplaren an manchen Gabelungen, namentlich oft an den unteren, doch auch weiter hinauf; oder sie sind nur einseitig entwickelt oder werden auch auf die Form der gewöhnlichen Fiedersegmente reducirt. Es ist daher sehr wohl möglich, dass die Gleichenia pectinata Pr. (Gleichenia Hermanni Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 14.) nur eine Varietät der vorliegenden Art ist, die regelmässig der accessorischen Fiedern entbehrt. — Häufig ist auch hier, wie bei Gleichenia flagellaris Spreng., die in der Gabelung stehende Knospe entwickelt; oder sie ist auch von zwei oder mehreren normalen, lineal-lanzettlichen oder fiederschnittigen Fiederchen eingehüllt, die an einzelnen Exemplaren eine ziemlich bedeutende Grösse erreichen.

201. Gleichenia oceanica Kuhn.

Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 583.

Viti-Inseln: t. Kuhn.

Verbr. Neue Hebriden.

Soll der Gleichenia tenera R. Br. am nächsten stehen.

Ordo V. Schizaeaceae.

30. Lygodium Sw.

202. Lygodium reticulatum Schk.

Schkuhr, Farnkr. 139, tab. 139. Desv. Ann. Linn. VI. 206. Spreng. Syst. Veg. IV. 28. Mett. Fil. Hort. Lips. 113; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 86. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 584. Hook. et Bak. Syn. Fil. 439. Lyell, Geogr. Handb. 75, 96, 224.

Ophioglossum scandens Forst. Prodr. no. 412.

Hydroglossum scandens Presl, Suppl. Tent. Pterid. 113.

Lygodium polycarpum Desv. Ann. Linn. VI. 204.

Hydroglossum polycarpum Willd. Sp. Plant. V. 79. Poir. Enc. Suppl. III. 75.

Lygodictyon Forsteri J. Sm. in Hook. Gen. Fil. tab. 111, A.

Lygodictyon Schkuhrii J. Sm. in Lond. Journ. of Bot. II. 384.

Viti-Inseln. Ovalau, von der Küste bis zu 2000′ Meereshöhe: Graeffe no. 35, 113! Daemel no. 50! Vanua Valavu: Graeffe no. 94! Viti Levu: Graeffe no. 36 in Seem. Journ. l. c.! Nairay: Daemel no. 49! — Seemann no. 790!

Verbr. Polynesien, tropisches Ost-Neuholland.

Name bei den Eingeborenen auf Viti »Wa Kalou« (Seemann).

Die grossen gelben Sporen besitzen ein sehr entwickeltes Exosporium mit starken und breiten, netzförmigen Verdickungsleisten, die zwischen sich nur kleine, unregelmässige, rundliche oder spaltenförmige, grade oder gebogene, tüpfelartige Maschen lassen. Die Zeichnung von warzigen Sporen bei dieser Art, wie sie in Hooker's Gen. Fil. tab. 111, A, fig. 7 gegeben wird, ist, wie manche der Analysen dieses Werkes, durchaus ungenau. Zur Entwickelung der Sporangien ist nach Graeffe's Angabe eine sonnige Lage am günstigsten.

Die Form der Fiederchen ist sehr variabel. Besonders ist

die Basis bald gleich oder ungleich geöhrt, bald gleichseitig oder ungleichseitig herzförmig; oder sie ist grade oder schief abgestutzt, bis stumpf keilförmig. Manchmal besitzen einzelne Segmente sogar rundliche, eiförmige oder rhombische, kurz gestielte basale Oehrchen von bedeutender Grösse. Die Spitze der Fiederchen wechselt von abgestumpft durch abgerundet bis mehr oder minder lang zugespitzt. Die No. 35 Graeffe's zeichnet sich durch besonders grosse Segmente (doppelt und dreifach so gross, als an der Normalform), die fertilen jederseits mit zahlreichen — bis zu 30 — dichtgedrängten, bis zu 1 Centim. langen Sporangienähren aus. Ich bezeichne sie indessen nicht als Varietät, da sich Uebergänge zu den kleinfiederigen Formen finden.

Abnorme Fiedersegmente finden sich nicht selten. So ist ziemlich häufig die Erscheinung, dass an fertilen Abschnitten die Sporangienähren ganz oder theilweise in sterile, lineal- oder lanzettförmige, bis 2 Centimeter lange Fiederläppchen umgewandelt sind, welche einen gekerbten Rand und meistens einfach verlaufende Nerven besitzen, oft auch selbst wieder mehr oder weniger tief zerschlitzt sind. An einzelnen Segmenten wechseln sie mit normal fertilen Aehren ab und geben überhaupt der Pflanze ein eigenthümliches Aussehen.

31. Schizaea Sm.

203. Schizaea dichotoma Sm.

Sm. Act. Taur. V. 419. Willd. Act. Erfort. 1802, pag. 30, tab. 3, fig. 2; Sp. Plant. V. 87. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 102; 1803, II. 298; Syn. Fil. 150. Spreng. Syst. Veg. IV. 30. Bory, Dup. Voy. 250. Guill. Ic. pl. Austral. 13, tab. 20. Desv. Ann. Linn. VI. 203. Kze. Linnaea IX. 19. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 17. Hook. Gen. Fil. tab. 19. Bl. En. Fil. Jav. 255. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73. J. Sm. in Lond. Journ. of Bot. II. 384. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 162. Boj. Hort. Maur. 421. Kl. in Linnaea XVIII. 258. Presl, Suppl. Tent. Pterid. 75. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 303. Moore, Index Fil. Gen. CXIV. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 47; Handb. N. Zeal. Fl. 385. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 362. Bedd. Ferns of S. India 22, tab. 65. Mett. Fil. Hort. Lips. 114; Ann. sc. nat. sér. V. vol. II. 269. Ettingsh. Farnkr. 238, tab. 176, fig. 2. Hook. et Bak. Syn. Fil. 430. Kuhn, Fil. Afric. 170; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 298. Lyell, Geogr. Handb. 46, 66, 75, 87, 96, 111, 148, 167, 224.

Acrostichum dichotomum L. Sp. Pl. 1524. Forst. Prodr. no. 415. Lam. Enc. I. 35. Poir. Enc. Suppl. I. 126.

Osmunda dichotoma Spreng. in Schrad. Journ. 1799, II. 268.

Ripidium dichotomum Bernh. in Schrad. Journ. 1800, II. 127, tab. 2, fig. 3.

Schizaea cristata Willd. Sp. Plant. V. 88. Poir. Enc. Suppl. V. 534. Bory in Bel. Voy. 16. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 86. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 304.

Schizaea Forsteri Spreng. Anl. III. 144; Syst. Veg. IV. 30. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 584; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 299.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 6, 156, 204! Viti Levu, bei Namusi: Graeffe no. 185! — Seemann no. 792!

Samoa-Inseln. Upolu; Apiaberg Waia, gesellig am Boden wachsend: Graeffe no. 204, a!

Tonga-Inseln. Uvea: Graeffe no. 14 in Seem. Journ. l. c.!

Verbr. Mauritius, Bourbon, Madagascar, Ostindien, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Carolinen, Neuholland, Neuseeland, Polynesien, centrales und Süd-Amerika.

Bei den Eingeborenen Ovalau's heisst dieser Farn nach Dr. Graeffe's Notiz »Deci-Deci,« nach Seemann auf Viti »Sagato ni tauwa.« Es liegen mir von allen Standorten viele Exemplare vor, welche sich äusserst veränderlich zeigen und die Bemerkung R. Brown's rechtfertigen: »Variabilis planta, nunc frondium marginibus costisque asperis, nunc denticulis paucissimis sublaevibus; numero etiam pinnarum multum variat a 3 ad 10 paria.« Die Zahl der Segmente am fertilen Blattabschnitte schwankt in der angegebenen Weise sowohl, wie in der Länge jedes Segmentes, so dass bei wenig fructificirenden Abschnitten — wie dies besonders bei vielen Exemplaren von Graeffe's no. 204 a auffallend hervortritt — der fertile Blatttheil eher gefingert als gefiedert erscheint. Manchmal sind auch die unteren fertilen Segmente gegabelt. Die Länge vollständig entwickelter, fructificirender Blätter schwankt von 7—30 und noch mehr Centimenter und ebenso entsprechend auch die Breite des dichotomen Theiles. Die Verzweigung der Lamina variirt zwischen 3—8facher Dichotomie, und vorzüglich zeichnen sich die Exemplare der No. 204 a wieder durch weniger Theilungen aus. Dazu kommt nun noch die sehr

wechselnde Breite der bald schmal lanzettlichen, bald linealen sterilen Abschnitte mit bald derb lederiger, in anderen Fällen sich mehr der krautartigen nähernden Textur, welche den Habitus der Pflanze wesentlich verändern. Auch die bereits von R. Brown betonte, sehr wechselnde Ausbildung rauher Erhabenheiten in Form zahnartig vorspringender Epidermis- oder Randzellen findet sich sowohl anf den Blattflächen, als auch am Segmentrande der darauf untersuchten Pflanzen bald in reichem Masse, bald nur sehr spärlich; und ebenso finden sich häufig Exemplare, welche sehr kurze, 1—3zellige, cylindrische oder schwach keulige Haare in grösserer oder geringerer Anzahl, auf der Fläche sowohl wie am Rande, tragen. »Margo frondis tenuissime pubescens« Willd. l. c.

Presl (Suppl. Tent. 75) unterscheidet bekanntlich zwei Formen oder Varietäten:

»In varietate α stipitis rami praeter costam elevatam exsiccatione obscure utrinque uninervii, macerati tamen quoque enervii, supra praesertim ad marginem muriculis minûtis obtusis scabriusculi.«

»Var. β australis, stipitis ramis praeter costam aveniis vel enerviis supra muricibus conicis acutis scabris.«

Was die von Dr. Graeffe gesammelten Exemplare betrifft, so würde die No. 185 von Viti Levu mit ihren robusten, breittheiligen, derb lederigen Blättern zur Hauptform α gehören, die von Ovalau und Upolu dagegen vorzüglich zur var. β australis. Indessen zeigen die letzteren, besonders die von Ovalau stammenden, Uebergänge zur Form α, und unter den auf Upolu gesammelten Exemplaren finden sich sogar solche, die an einem und demselben Individuum an einigen Segmenten die »Nerven« Presl's zeigen, an anderen hingegen nicht. Im Wasser aufgeweicht, verschwinden diese Streifen aber in allen Fällen und ein Querschnitt durch ein Blattsegment zeigt dann, dass diese vermeintlichen »Nerven« in nichts Anderem bestehen, als in einer stärkeren, mittleren, chlorophyllführenden Parenchymschicht an dieser Stelle gegenüber den Nachbarpartieen. Diese wölbt auf beiden Seiten die Epidermis stärker empor, kann aber beiderseits von der Mittelrippe an demselben Segmente verschieden stark ausfallen. Von einem Fibrovasalstrange als Ursache der »Nerven« ist auch

nicht eine Spur vorhanden. Beim Eintrocknen der Pflanze verursacht dann diese stärkere Zellenlage die beiderseits an der Mittelrippe entlang laufenden und von dieser durch einen hellen Streifen getrennten dunkelen Linien oder »Nerven« durch weniger starkes Zusammenschrumpfen des Blattes an diesen Stellen.

Der Bau der Epidermis weicht von demjenigen, wie er meistens bei den Farnen vorkommt, wesentlich ab und erinnert sehr an die fossile Farngattung Jeanpaulia, sowie an manche Cycadeen. Die Epidermiszellen sind lang gestreckt, beiderseits länger oder kürzer zugespitzt, mit ihren Enden in einander geschoben, ziemlich (mitunter sogar sehr) dickwandig und auf ihrer Mitte mit einer Längsreihe ziemlich dicht gestellter, stumpf kegelförmiger, der Aussenseite aufsitzenden, knötchenartiger Verdickungen besetzt. Beim Einäschern lassen sie, wie auch die angrenzenden Wände der Blattparenchymzellen, ein sehr schönes, bedeutend stark entwickeltes Kieselskelet zurück, welches die kegelförmigen Verdickungen ausgezeichnet erkennen lässt. Die zahnartigen, stumpfen oder spitzen kegelförmigen Erhebungen der Epidermiszellen sind ebenfalls, aber noch stärker verkieselt. Die Spaltöffnungen liegen jederseits der Mittelrippe des Segmentes in einer einzigen, sich regelmässig mit den Segmenten selbst gabelnden Längsreihe und zwar über dem stärkeren Parenchymstreifen. Ihre Schliesszellen liegen über dem Niveau der übrigen Epidermiszellen, verkieseln schwächer, als die letzteren, und zeigen ähnliche, auch im Kieselskelet bleibende, radiale Verdickungsstreifen, wie bei Equisetum.

204. Schizaea digitata Sw.

Sw. Syn. Fil. 150, 380, tab. 4, fig. 1. Willd. Sp. Plant. V. 86. Spreng. Syst. Veg. IV. 30. R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 162. Desv. Ann. Linn. VI. 202. Bl. En. Fil. Jav. 255. Kze. Bot. Zeit. VI. 493. J. Sm. in Hook. Journ. III. 420. Thwait. Ceyl. 379. Mett. Fil. Hort. Lips. 114. Moore, Index Fil. Gen. CXIV. Bedd. Ferns of S. India 88, tab. 268. Hook. Gard. Ferns tab. 49. Kuhn, Fil. African. 170; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 298. Hook. et Bak. Syn. Fil. 430. Lyell, Geogr. Handb. 32, 46, 66, 96, 111, 224.

Acrostichum digitatum L. Sp. Plant. 1524; Flor. Zeyl. 379; Amoen. acad. I. 269, tab. 12, fig. 1. Lam. Enc. I. 35. Poir. Enc. Suppl. I. 125.

Actinostachys digitata Wall. Cat. no. 1. Poir. Enc. Suppl. 73. J. Sm. in Hook. Lond. Journ. II. 385. Presl, Suppl. Tent. Pterid. 73.

Viti-Inseln: t. Hook. et Bak. Syn. l. c. et SEEMANN no. 793!

Verbr. Madagascar, Vorder- und Hinterindien, Ceylon, Sundainseln, Philippinen, Bonin.

Ordo VI. Osmundaceae.

32. Todea Willd.

205. Todea Fraseri Hook. et Grev.

Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 101; En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 231. Mett. Fil. Hort. Lips. 117. Moore, Index Fil. Gen. CXX. J. Sm. in Lond. Journ. of Bot. II. 390. Hook. et Bak. Syn. Fil. 427. Lyell, Geogr. Handb. 74, 87, 223.

Leptopteris Fraseri Presl, Tent. Pterid. 71.

Todea Wilkesiana Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. tab. 43. Moore, Index Fil. Gen. CXX.

Viti-Inseln. Ovalau; montane Region, im dichten Schatten des feuchten Urwaldes in einer Meereshöhe von 2000—3000′: GRAEFFE no. 489, 511, 560! Centrales Viti Levu: GRAEFFE no. 58! — SEEMANN no. 787!

var. bidentata m. Untere Hälfte der Segmente tiefer, bis halbwegs zur Mittelrippe, selten darüber gezähnt; Zähne zweispaltig, der basale obere meist dreispaltig; Zähnchen spitz.

Samoa-Inseln. Savai, feuchte Wälder der montanen Region, 2000′ üb. M.: GRAEFFE no. 237!

Verbr. Südöstliches Neuholland, Neu-Caledonien.

Dr. GRAEFFE giebt den Stamm dieses ausgezeichneten Farnen als 2—5 Fuss hoch an. Die mir vorliegenden zahlreichen Blätter erreichen in der Lamina die Länge bis zu einem Meter.

Ueber die Gattung Leptopteris siehe MILDE's Arbeiten in Bot. Zeit. 1870, pag. 470 und Flora 1870, pag. 105 und über die Entwickelungsgeschichte meine im 3. Hefte dieser »Mittheilungen« erscheinende Abhandlung.

Ordo VII. Marattiaceae.

33. Angiopteris Hoffm.

206. Angiopteris evecta Hoffm.

Hoffm. Com. Goett. XII. 29, tab. 5. Bernh. in Schrad. Journ. 1800, II. 127, tab. 2, fig. 2. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 108; 1801, pag. 306,

tab. 2, fig. 4; Syn. Fil. 166, 395. Schkuhr, Farnkr. 151, tab. 150. Willd. Sp. Pl. V. 69. Poir. Enc. Suppl. I. 366. Kaulf. En. Fil. 34, tab. 1, fig. 4. Desv. Ann. Linn. VI. 206. Spreng. Syst. Veg. IV. 24. Hook. et Grev. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 227. Blume, En. Fil. Jav. 257. J. Sm. in Hook. Journ. III. 421; Bot. of the Herald. 431; Lond. Journ. II. 391. Hook. et Grev. Ic. Fil. tab. 36. Hook. Fil. exot. tab. 75. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 13. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73. Gaud. in Freyc. Voy. 292. Presl. Suppl. Tent. 19. Kze. Bot. Zeit. VI. 492. Lowe, Ferns VIII, tab. 75. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 310. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 87. Thwait. Ceyl. 379. De Vriese, Monogr. Maratt. 16, tab. 3, fig. 10, tab. 4, fig. 10. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 49 in adnot. Benth. Fl. Hongk. 440. Bedd. Ferns of S. India 27, tab. 78. Moore, Index Fil. Gen. CXX; Spec. 75. Ettingsh. Farnkr. 245, tab. 177, fig. 12, tab. 178, fig. 19. Barter, Journ. of the Linn. Soc. IV. 22 Kuhn, Fil. African. 173. Hook. et Bak. Syn. Fil. 440. Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 584; Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 299. Lyell, Geogr. Handb. 19, 32, 47, 67, 75, 96, 111, 224.

Polypodium evectum Forst. Prodr. no. 438.

Clementea palmiformis Cav. Prael. 1802, no 1464.

Lomaria pedunculata Goldm. Nov. Acta XIX. Suppl. I. 460. Kuhn, Bot. Zeit. 1870, pag. 135.

Diplazium heterophyllum Bl. En. Fil. Jav. 190 — Callipteris Moore, Index Fil. Spec. 217 — est folium juvenile Angiopteridis evectae Hoffm. t. Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 240 in adnot.

Viti-Inseln. Ovalau, littorale Region: Graeffe no. 7, 128! Daemel no. 23! — Seemann no. 789!

Samoa-Inseln. Tutuila: Graeffe no. 452! Savai, montane Region: Graeffe no. 256! Upolu: Graeffe no. 256 a, 523! — Powell no. 84!

Tonga-Inseln. Uvea: Graeffe no. 9 in Seem. Journ. l. c.!

Verbr. Madagascar, Vorderindien, Ceylon, Japan, China, Sundainseln, Philippinen, Neuholland, Polynesien.

Dr. Graeffe's no. 256 ist eine Form mit sehr schmalen, no. 256 a eine Form mit ziemlich breiten, ganzrandigen Fiedern.

Name bei den Eingeborenen der Samoa-Inseln nach Powell's Notiz »Manase« oder noch gebräuchlicher »Nase«. (Powell, Seem. Journ. VI. l. c.)

Presl (Suppl. Tent. Pteridogr. 18) theilt die Gattung Angiopteris in zwei Untergattungen, Euangiopteris und Pseudangiopteris, erstere mit 5, letztere mit 7 Arten und trennt von denselben Psilodochea salicifolia Pr. als eigene Gattung. Euangiopteris soll sich durch »venulae secundariae e sinu dentis crenaeve versus

costam aut alam furcaturae venarum decurrentes«, Pseudangiopteris dagegen durch »venulae secundariae e sinu dentis crenaeve decurrentes nullae aut brevissimae obscurae« auszeichnen. De Vriese adoptirt in seiner »Monographie des Marattiacées« diese Eintheilung, spaltet dagegen Euangiopteris in 33, Pseudangiopteris in 27 Arten und zieht die Gattung Psilodochea Pr. als unhaltbar ein. Ist schon die Unterscheidung von Pseudangiopteris und Euangiopteris völlig ungenügend, da sich leicht beide betonten Verhältnisse an einem und demselben Blatte, ja oft an derselben Fieder nachweisen lassen, so ist durch den Wust De Vriese'scher Arten absolut nicht durchzufinden. Und wenn nun an die Unvollständigkeit der meisten Herbarexemplare gedacht wird, zu denen die Sammler dieser grossen Farne bald untere, bald obere Fiedern, oder auch nur Stücke derselben, eines jüngeren oder älteren Blattes, oft ohne genaue Angabe der Standortsverhältnisse, geliefert haben, so wird eine solche Artenfabrikation geradezu unbegreiflich. Ein Blick genügt, um die grosse Variabilität der einzigen anzuerkennenden Art darzuthun. Auch die Cultur bestätigt die Biegsamkeit der Formen. Eine Anzahl von Exemplaren des Leipziger Gartens, welche sämmtlich von einem einzigen grossen Exemplare abstammen, dass bei einem Hagelwetter zerschlagen wurde, zeigt solche Differenzen in den Blättern, dass dieselben nach De Vriese'schen Principien zu verschiedenen Arten gestempelt werden müssten. Wollten wir die mannigfachen Formen gruppiren, so könnten zunächst vielleicht zwei Reihen, die eine mit unterseits bläulich bereiften, die andern mit unterseits grünen Fiederchen unterschieden werden. In jeder dieser Reihen würden dann die Formen sich unterscheiden nach der Form der Fiederchen (breit- und schmalfiederige Varietäten), besonders der Basis und Spitze derselben, Länge des Stieles, Form des Randes derselben, Anzahl und Stellung der Sori etc. Doch scheint es, dass auch hier sich keine Grenzen ziehen lassen. Unter den Leipziger Gartenexemplaren findet sich auch eines, dessen ungewöhnlich grosse Fiederchen an der Basis geöhrt sind, während das jedesmalige Endfiederchen in vielen Fällen in seiner unteren Hälfte fiederspaltig, fiedertheilig oder selbst an seiner Basis mit kleinen Fiederchen versehen ist. Die die eine Formenreihe charakterisirende Wachsausscheidung tritt erst auf einer gewissen Entwicke-

lungsstufe der Fiedern auf, so dass jüngere, doch bereits in ihrer Form völlig ausgebildete Fiedern den Reif der Unterseite nicht zeigen. Ueber die Natur der »nervi recurrentes« hat bereits METTENIUS in den Fil. Hort. Lips. pag. 117 die nöthige Mittheilung gemacht.

34. Marattia Sm.

207. Marattia fraxinea Sm.

Sm. Icon. ined. tab. 48; Rees Cycl. 22 J. Sm. Lond. Journ. of Botan. II. 392. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 109; Fl. Ind. occ. 1980, tab. 28, fig. h-l; Syn. Fil. 168. Bernh. in Schrad. Journ. 1800, II. 133. Cavan. Dem. 280, no. 698. Willd. Sp. Pl. V. 66. Spreng. Syst. Veg. IV. 23. Schkuhr, Farnkr. 154, tab. 152. Desv. Ann. Linn. VI. 206. Grev. et. Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 225. Presl, Suppl. Tent. 8. Kze. Linnaea XXIII. 265. Bojer, Hort. Maur. 422. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 312. Bedd. Ferns of S. India 27, tab. 79. De Vriese, Monogr. Maratt. 3. Ettingsh. Farnkr. 246, tab. 178, fig. 4, 5. Hook. et Bak. Syn. Fil. 440. Kuhn, Fil. Afric. 174. Lyell, Geogr. Handb. 47, 67, 75, 87, 96, 111, 118, 224.

Myriotheca fraxinea Lam. Enc. IV. 48; Illustr. tab. 866.

Myriotheca fraxinifolia Bory, It. I. 266.

Marattia oppositifolia Sm. in Rees Cycl. vol. 22.

Marattia sorbifolia Sw. Syn. Fil. 168. Willd. Sp. Pl. V. 67. Spreng. Syst. Veg. IV. 24. Sm. in Rees Cycl. vol. 22. J. Sm. London Journ. of Botan. II. 392. Boj. Hort. Maur. 422. Desv. Ann. Linn. VI. 206. Presl, Suppl. Tent. 10. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 225. Moore, Index Fil. Gen. CXXI. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 312. De Vriese, Monogr. Maratt. 4; Epim. ad ind. sem. hort. Lugd. Bat. 1851. Bl. En. Fil. Jav. 256. Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 299.

Myriotheca sorbifolia Bory, It. I. 267. Poir. Enc. Suppl. IV. 48. Thwait. Ceyl. 379.

Marattia Ternatea De Vriese, Monogr. Maratt. 4, tab. 3, fig. 16.

Marattia indica Reinw. in herb. Kaulf. et herb. Lugd. Bat. t. Kuhn.

Marattia cuneiformis De Vriese, Monogr. Maratt. 7, tab. 3, fig. 21; tab. 4, fig. 21.

Marattia macrophylla De Vriese, Monogr. Maratt. 7, tab. 3, fig. 17.

HOOKER und BAKER, Syn. Fil. 440, ziehen hierher noch, und vielleicht mit Recht, als Formen:

Marattia salicifolia Schrad. Gött. gel. Anz. 1818 pag. 920. Hook. et Grev. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 226. Kze. Farnkr. I. 79, tab. 38; Linnaea X. 488. Schldl. Adumbr. 11. Presl, Suppl. Tent. 8. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 47. De Vriese, Monogr. Maratt. 4. Kuhn, Fil. African. 175.

Marattia Dregeana Presl, Suppl. Tent. 9. De Vriese, Monogr. Maratt. 4. Ettingsh. Farnkr. 246, tab. 179, fig. 2.

Marattia Natalensis Presl, Suppl. Tent. 9. De Vriese, Monogr. Maratt. 5.

Marattia salicina Sm. in Rees Cyel. vol. 22. Grev. et Hook. in Hook. Bot. Misc. III. 226. Presl, Suppl. Tent. Pterid. 10. De Vriese, Monogr. Maratt. 5, tab. 3, fig. 18 a; tab. 4, fig. 18 a, b. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 49. Kze. Linnaea XXIII. 266.

Marattia elegans Endl. Prodr. Fl. Ins. Norf. 6. Bauer, Illustr. pl. Norf. tab. 189. Ettingsh. Farnkr. 246, tab. 179, fig. 5.

Marattia sambucina Bl. En. Fil. Jav. 256. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 225. Presl, Suppl. Tent. Pter. 11. De Vriese, Monogr. Maratt. 6. Ettingsh. Farnkr. 246, tab. 178, fig. 10; tab. 179, fig. 1. Kuhn, Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 299.

Marattia sylvatica Bl. En. Fil. Jav. 256. Kze. Linnaea XXIII. 266; Bot. Zeit. IV. 417; VI. 100. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 225. Presl, Suppl. Tent. Pterid. 11. De Vriese, Monogr. Maratt. 6, tab. 3, fig. 23. Ettingsh. Farnkr. 246, tab. 178, fig. 8, 9, 11. Moore, Index Fil. Gen. CXXI.

Marattia pellucida Presl, Suppl. Tent. 10. De Vriese, Monogr. Maratt. 6. Ettingsh. Farnkr. 246, tab. 178, fig. 2, 3.

Marattia attenuata J. Sm. in Hook. Journ. III. 421. (non Labill.)

Marattia purpuraseens De Vriese, Monogr. Maratt. 7, tab. 3, fig. 19; tab. 4, fig. 19.

Marattia Ascensionis J. Sm. Cat. Fil. cult. 79. Hook. Gard. Ferns tab. 65.

Marattia arguta Mett. in Linnaea XXXVI. 168.

Marattia calliodous De Vriese, Monogr. Maratt. 6, tab. 3, fig. 20.

Marattia Smithii Mett. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 584.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 150! — Seemann no. 788!

Verbr. Tropisches Westafrika, Cap, Natal, Madagascar, Mauritius, Bourbon, Comoren, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, tropisches Neuholland, Neuseeland, Insel Norfolk, Polynesien.

Die von Dr. Graeffe gesammelten Exemplare sind die von Hooker und Baker, Synopsis Fil. 441, charakterisirten »plants from Fiji, coriaceous in texture, colour dark-green, veins simple, much raised, $^3/_4$ line apart, synangia a third or nearly halfway from the edge to the midrib.« Gegabelte Venen finden sich nur hin und wieder zwischen den einfachen.

Auf Viti »Dibi« genannt (Seemann).

Von den Arten der Gattung Marattia gilt zum grossen Theile dasselbe, wie von Angiopteris evecta Hoffm.: sie sind in ihren

Formenkreisen äusserst variabel, und besonders gilt dies auch von der vorliegenden Art. Die Fidschi-Pflanze charakterisirt sich durch die oben angegebenen Merkmale. Die Marattia purpurascens De Vriese ist die Marattia Ascensionis Sm. und der Gärten und wohl auch die Marattia arguta Mett., die ich, wenigstens der Beschreibung nach, nicht unterscheiden kann. Dieselbe ist nichts als eine kleine Form mit nur 2—4 Fuss langen Blättern, deren Fiedern etwa bis 1 Fuss lang sind, und deren Fiederchen sich durch eine fleischigere Textur auszeichnen. Wie wenig auf die Grösse der Synangien zu geben ist, zeigen die im Leipziger Garten cultivirten Exemplare, bei denen die Länge derselben bei übrigens normaler Ausbildung bis zum Drei- und Vierfachen schwankt, wonach sich natürlich auch die Zahl der Fächer in denselben richtet. Auch die Blattformen sind bei unseren Gartenexemplaren sehr variabel, nicht nur an den einzelnen Individuen, sondern auch an einer und derselben Pflanze, ja an demselben Blatte, soweit es die Fiedern zweiter Ordnung betrifft. Das normale Verhältniss der letzteren ist, dass ihr Rand regelmässig klein gesägt ist und die Synangien in einer Linie kaum $^1/_2$ Millim. von ihm entfernt stehen. Zunächst wird nun die Serratur gröber und unregelmässig, so dass die Synangien zickzackförmig gerückt werden. Die Einschnitte des Randes reichen dann weiter nach der Mittelrippe hinunter, und es kommt vor der Hand zur Bildung von basalen Oehrchen (ein- oder beidseitig) von verschiedener Grösse, oder das ganze Fiederchen ist, stellenweise bis halbwegs zur Mittelrippe, tief gesägt oder fiederspaltig und jeder Zahn wieder zwei- bis mehrzähnig. In anderen Fällen ist der Rand auch breit und flach bogig-gelappt, jeder Lappen klein gezähnt, eine halbkreisförmig geordnete Synangiengruppe tragend und mit einem drei- oder auch viermal gegabelten Nerven versehen. An diese Formen reihen sich dann solche, deren Endfiederchen fiederspaltig (wie bei der von Kunze, Farnkr. I. tab. 28, fig. d, gegebenen Abbildung einer Fieder von Marattia salicifolia Schrad.), fiedertheilig oder endlich selbst gefiedert sind. Im letzteren Falle sind die Fiedern dritter Ordnung bedeutend kürzer, als die unmittelbar darunter stehenden zweiter Ordnung; sie beginnen meistens mit kleineren basalen Fiederchen, enden paarig oder mit Terminalfiederchen, fructificiren meistens reichlich, sind am

Rande fein gesägt und die an der Spitze stehenden oder sämmtliche laufen mit sehr schmalem Saume bis zur nächst unteren herab. Endlich kommen diejenigen Formen, bei welchen auch die seitlichen Fiedern zweiter Ordnung tief gelappt sind. Ich habe bis jetzt meine Beobachtung nur bis zu solchen ausdehnen können, welche diese Lappenbildung nur im mittleren Theile des Fiederchens zeigen, seltener noch einen grossen basalen, oberen Fiederlappen besitzen. Die Lappen selber sind lanzettlich, zugespitzt, so lang, wie die Breite der Fiedern beträgt, am Rande gezähnt, mit der Nervatur und Fructification der normalen Fiederchen. An einzelnen Fiederchen geht dann diese Lappenbildung hie und da zu einzelnen vollständig bis zur Mittelrippe reichenden Fiedern dritter Ordnung über. Dass von dieser Entwickelungsstufe bis zur wirklich durchgängigen dreifachen Fiederung nur ein kurzer Schritt ist, lässt sich leicht begreifen.

Bei Marattia cicutaefolia Kaulf. (Gymnotheca cicutaefolia Presl, De Vriese) lassen sich alle diese Uebergangsformen vom doppelt bis dreifach gefiederten Blatte in prächtiger Reihenfolge beobachten, und zwar ist es wieder ein grosses Exemplar des Leipziger Gartens, welches an Blättern verschiedenen Alters sowohl, als auch an einem und demselben Blatte diese Beobachtung ermöglicht. Der Anfang der Variation (jedesmal ist die Fieder 2. Ordnung verstanden) zeigt sich darin, dass das terminale Fiederchen zunächst tief gelappt oder fiederspaltig wird und dann Fiedern dritter Ordnung entwickelt, und zwar nur in seiner oberen Hälfte, während die Basis ihre normale Form behält; diese Fiederchen sind indessen noch durch einen breiten, flügelartigen Saum unter einander verbunden. Bei der folgenden Form treten dann wieder an den meisten Seitenfiedern breite, zahnartige Randlappen auf, welche ihrerseits wieder ein- bis mehrzähnig sind und an den untersten Fiederchen 2. Ordn. zur Bildung von Oehrchen und Fiederchen hinleiten. Zu diesen gesellt sich eine ähnliche Bildung nach und nach an allen Seitenfiedern, bald von unten nach oben vorschreitend, bald an der Spitze beginnend oder von der Basis und Spitze gleichzeitig nach der Mitte zu vorrückend, während nebenbei die Fiederung des Terminalfiederchens immer vollkommener hervortritt. Oft ist ein unteres Fiederchen 2. Ordnung allein zum dritten Male gefiedert und überragt dann

meistens die übrigen normal gebliebenen bedeutend an Länge und Breite, seine Fiedern dritter Ordnung dabei von der Basis nach der Spitze zu an Länge bis zum Achtfachen zunehmen lassend. In anderen Fällen treten hierzu noch mehrere der unteren Fiederchen, so dass nur die obere Hälfte normal bleibt. Meistens aber beginnt die regelrechte Ausbildung von Fiedern dritter Ordnung an der Spitze der betreffenden primären Fiedern, und zwar wieder fast durchgängig so, dass die Fiederung auch an der Spitze der Fiedern zweiter Ordnung beginnt und so von beiden Seiten her die feinere Theilung nach der jeweiligen Basis hin fortschreitet. Manchmal werden einzelne secundäre Fiedern der Mitte dabei übersprungen, schliesslich aber geht die Entwickelung der dreifach gefiederten Formen so weit, dass man die betreffenden Fiedern von sterilen Fiedern der Marattia Kaulfussii Sm. kaum noch unterscheiden kann. Die beschriebene Umbildung findet nun entweder nur an einzelnen Fiedern des Blattes oder durchgängig statt, und zwar tritt sie, wie es bis jetzt den Anschein gewinnt, mit jedem nächst jüngeren Blatte des beobachteten Exemplares um so umfassender und und schärfer hervor. Das Beweismaterial für die obigen Erörterungen findet sich in umfassendem Masse in meiner Sammlung.[1]) — Nach diesen Voraussetzungen ist vielleicht die Marattia attenuata Labill. (Sert. Austro-Caledon. 9, tab. 13, 14. De Vriese, Monogr. Maratt. 5. Hook. et Bak. Syn. Fil. 441 etc.) auch nur eine dreifach gefiederte Form der Marattia fraxinea Sm., wie auch Hooker und Baker dies bereits vermuthen.

Ordo VIII. Ophioglosseae.

35. Ophioglossum L.

208. Ophioglossum pendulum L.

Linn. Sp. Pl. 1518. Cavan. Demonstr. 551, no. 1160. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 112; Syn. Fil. 170. Lam. Enc. IV. 562. Willd. Sp. Pl. V. 60. Spreng. Syst. Veg. IV. 22. Desv. Ann. Linn. VI. 194. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 19; En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 219. Bory, Bel. Voy. Crypt. 13. Bl. En. Fil. Jav. 260. Hook. Gard. Ferns tab. 33. Boj. Hort.

[1]) Uebrigens macht auch Martius bereits auf diesen Formenwechsel aufmerksam. Vgl. Mart. Icon. pl. crypt. Brasil. 119, tab. 69 u. 70.

Maur. 423. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73, 102. J. Sm. in Hook. Journ. III. 421. Decn. Ann. d. Mus. III. 349. Gaud. Freyc. Voy. 290. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 316. Mett. Fil. Hort. Lips. 120. Mett. Ann. sc. nat. ser. IV. vol. XV. 87. Moore, Index Fil. Gen. CXXV. Meller, Journ. Linn. Soc. VII. 60. Bedd. Ferns of S. India 88, tab. 269. Al. Braun in Kuhn, Fil. Afric. 179. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 584. Hook. et Bak. Syn. Fil. 446. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 91. Lyell, Geogr. Handb. 32, 47, 67, 87, 96, 111, 225.

Ophioderma pendulum Presl, Suppl. Tent. Pterid. 56.

Scolopendria Rumph. Herb. Amboin. VI. 86, tab. 37, fig. 3.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 86, 505! Viti Levu: Graeffe no. 69 in Seem. Journ. l. c. — Seemann no. 794!

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 217! Tutuila: Graeffe no. 417, 268! Upolu, montane Region: Graeffe no. 330! — Brackenridge!

Verbr. Madagascar, Mauritius, Bourbon, Ostindien, Ceylon, Hinterindien, Sundainseln, Philippinen, Neuholland, Polynesien.

209. Ophioglossum vulgatum L.

Linn. Sp. Pl. 1518. Cavan. Demonstr. 550, no. 1158. Flora dan. tab. 147. Lam. Illustr. tab. 846, fig. 1. Blackwell, Herb. tab. 416. Bolt. Fil. 2, tab. 3. Web. et M. Taschenb. tab. 5, fig. 6, 7. Sw. Syn. Fil. 169. Willd. Sp. Pl. V. 58. Schkuhr, Farnkr. 155, tab. 153. Spreng. Syst. Veg. IV. 22. Link, Hort. Berol. II. 153; Fil. Hort. Berol. 16. Kze. Linnaea XXIII. 272. Hook. et Grev. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 216. Hooker, Gen. Fil. tab. 59, B. Presl, Suppl. Tent. Pterid. 49. Sturm, Deutschl. Flora, Crypt. tab. 1. Hayne, Arzneigew. VI. tab. 48. Milde, Monogr. d deutsch. Ophiogl. 19; Gefässcrypt. in Schles. 701; Deutschl. Sporenpflzn. 79; Fil. Europ. 188. Lowe, Ferns VII. tab. 55, a. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 50; Fl. of Tasm. II. 153, tab. 169, A. Mett. Fil. Hort. Lips. 120. Döll, Fl. d. Grossh. Baden I. 48. Schnizl. Iconogr. tab. 32, fig. 1—8. Aschers. Fl. d. M. Brandenbg. 904. Moore, Index Fil. Gen. CXXV. Al. Br. in Kuhn, Fil. Afric. 180. Hook. et Bak. Syn. Fil. 445. Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 92. Lyell, Geogr. Handb. 6, 10, 19, 32, 47, 75, 87, 96, 111, 118, 125, 225 (part.?). Etc. etc.

Viti-Inseln. Viti Levu; bei Namusi, selten, von der Thalsohle bis 1000′ Meereshöhe: Graeffe no. 183 a!

Verbr. Europa, Asien, Afrika, Neuholland, Tasmanien, Neuseeland, Polynesien, nördl. Amerika.

Es ist nur ein Exemplar unter den wenigen Pflanzen dieses Ophioglossum, die sämmtlich ohne Rhizom sind, vorhanden, welches ich zu der typischen Form des Ophioglossum vulgatum L. ziehe, und das sich von der deutschen Pflanze nicht unterscheiden lässt.

var. reticulatum Mett. msc.

Ophioglossum reticulatum Linn. Sp. Pl. 1518. Lam. Enc. IV. 562; Illustr. tab. 864, fig 2. Sw. Syn. Fil. 170. Willd. Sp. Pl. V. 60. Spreng. Syst. IV. 22. Bl. En. Fil. Jav. 259. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 217; Icon. Fil. tab. 20. Arrab. Fl. flum. XI. tab. 52. Kze. Linnaea IX. 12; XXIII. 272; Bot. Zeit. IV. 417; VI. 100. J. Sm. in Hook. Journ. III. 421. Schldl. in Linnaea V. 621. Presl, Suppl. Tent. Pterid. 52. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 48. Webb, Spic. Gorg. in Hook. Niger Flora 192. Moore, Index Fil. Gen. CXXV. Klotzsch, Linnaea XVIII. 529. Fée, Mém. X. 44; XI. 127. Sturm in Mart. Flora Brasil. I. 143. Mett. Fil. Hort. Lips. 120. Griseb. Fl. brit. Westind. 649. Wawra, Brasil. 187. Milde, Fil. Europ. 190. Hook. et Bak. Syn. Fil. 446. Al. Br. in Kuhn, Fil. Afric. 179. Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 92. Lyell, Geogr. Handb. 32, 47, 67, 96, 111, 118, 149, 168, 183, 225. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 218.

Ophioglossum cordifolium Roxb. Crypt. 13. Wall. Cat. no. 47.

Viti-Inseln. Viti Levu; selten, von der Thalsohle bis 1000′ Meereshöhe, bei Namusi: Graeffe no. 183!

Verbr. Afrika, tropisches Asien, Sundainseln, Philippinen, Carolinen, Polynesien, tropisches Amerika.

Ich bin nicht im Stande, durch irgend welches Merkmal das Ophioglossum reticulatum L. von unserem Ophioglossum vulgatum L. zu trennen. Selbst als Varietät lässt sich in vielen Fällen dasselbe kaum hinstellen, denn die Form und der Ort der Anheftung des sterilen Blattes, das Auftreten oder Fehlen des Stieles desselben etc. sind im höchsten Grade variabel. Inwiefern die von Hooker und Baker hierher gezogenen Arten das Recht haben, mit Ophioglossum vulgatum L., respective O. reticulatum L., vereinigt zu werden, will ich vorläufig unerörtert lassen, da mir vor der Hand nur ein geringes Beobachtungsmaterial zu Gebote steht. Jedenfalls wird bei vielen der l. c. genannten Arten die Vereinigung zu verantworten sein, wie z. B. bei Ophioglossum pedunculosum Desv., das ich, auf Grund der im Leipziger botanischen Garten cultivirten Exemplare, auch nicht zu unterscheiden vermag. Meiner Ansicht nach ist auch Ophioglossum nudicaule L. fil. wohl kaum von O. vulgatum specifisch zu trennen. Von zahlreichen mir vorliegenden Exemplaren eines Ophioglossum aus dem tropischen Neuholland bin ich nicht im Stande, mit Sicherheit ihre Zugehörigkeit zu Ophioglossum vulgatum L. oder O. nudicaule L. fil. anzugeben. Die Artenspaltung Al. Braun's in Kuhn's Fil. Afric. pag. 176—181 scheint mir viel zu weit zu gehen.

Fam. II. Equisetaceae.

36. Equisetum L.

210. Equisetum debile Roxb.

Roxb. in Vauch. Monogr. d. Prêles 387. Milde, Monogr. Equiset. in Nov. Act. XXXII. 476.

Equisetum Timorianum Vauch. Monogr. d. Prêles 376.

Equisetum pallens Wall. Cat. no. 1037.

Equisetum laxum Bl. En. Fil. Jav. 274.

Equisetum virgatum Bl. En. Fil. Jav. 274.

Equisetum hiemale Mett. in Plant. Ind. or. no. 1240 edid. Hohenacker, t. Mild. l. c.

Equisetum elongatum var. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 87.

Equisetum Huegelii Milde, Verh. d. zool. bot. Ges. in Wien, 1861, pag. 356.

? Equisetum aquaticum Noronha, Verh. Bat. Gen. V. 14.

Equisetum verticillatum Bl. msc. in herb.

Equisetum scandens Zipp. msc. in herb.

Equisetum nilagiricum Godet msc. in herb.

Equisetum indicum Buching. msc. in herb.

Viti-Inseln: Seemann no. 697! t. Mild. l. c.

Verbr. Tropisches Asien, Neu-Caledonien, Neue Hebriden.

In den Graeffe'schen Sammlungen findet sich dies Equisetum, welches auf Viti den Namen »Masi ni tabua« (Seemann) führt, nicht.

Fam. III. Lycopodiaceae.

37. Lycopodium L.

211. Lycopodium cernuum L.

Linn. Spec. Pl. 1566; Fl. zeyl. 387. Forst. Prodr. no. 480. Lam. Enc. Ill. 648. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 116; Syn. Fil. 178. Willd. Sp. Plant. V. 30. Wall. Cat. no. 130. Kaulf. En. Fil. 15. Bory, Dup. Voy. 246. Spreng. Syst. Veg. IV. 15. Schldl. Adumbr. 5. Roxb. in Beat. St. Helen. 311. Antom. Fl. Helen. 268. Pritch. Cat. Helen. 19. Arrabid. Fl. flum. XI. tab. 112. Bory in Bel. Voy. II. 8. Desv. Ann. Linn. VI. 183. Gaud. in Freyc. Voy. 284. Presl, Rel. Haenk. I. 80. Boj. Hort. Maur. 424. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73, 255. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 361. Bl. En. Fil. Jav. 266. Kze. Linnaea IX. 6; X. 486; XXIV. 297. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 15. Moore, Index Fil. Gen. CXXVI. Klotzsch, Linnaea XVIII. 519; XX. 434. Spring, Botan. Zeit. 1838

pag. 163; Flor. Brasil. I. 114; Monogr. d. Lycopod. I. 79; II. 37. Hook. et Grev. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 379. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 325. Moore in Hook. Journ. V. 228. J. Sm. in Bot. of the Herald 243, 344, 431; Lond. Journ. of Bot. I. 203. Sturm, Fil. Chil. 49. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 49. Griseb. Fl. of brit. Westind. 647. Fée, Mém. X. 45; XI. 131. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 87. Wawra, Brasil. 186. Benth. Flor. Hongk. 436. Milde, Fil. Europ. 254. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 54. Kuhn, Fil. African. 183; Fil. N. Hebrid. l. c. 585. Fée, Crypt. vasc. du Brésil 224.

Lycopodium curvatum Bl. En. Fil. Jav. 266. Gaud. in Freyc. Voy. 284. (non Sw.)

Lycopodium marianum Willd. Sp. Pl. V. 31. Poir. Enc. Suppl. III. 546. Bory in Dup. Voy. 246.

Lycopodium capillaceum Willd. Herb. Berol.

Lycopodium bryifolium Vent. in Herb. Deless.

Lycopodium convolutum Desv. Herb. Mus. Paris.

Viti-Inseln. Ovalau; warme, trockene Hügel der submontanen Region: Graeffe no. 119! Vanua Valavu: Graeffe no. 95! Viti Levu: Graeffe no. 11 in Seem. Journ. l. c.! — Seemann no. 700! Milne! Home! M'Gillivray!

Samoa-Inseln. Upolu, montane Region: Graeffe no. 373! — Powell no. 6!

Tonga-Inseln. Futuna oder Hoorn-Isl.: Graeffe no. 575! Uvea: Graeffe no. 1 in Seem. Journ of Bot. l. c.

Verbr. Afrika, Madagascar, Mauritius, Seychellen, tropisches Asien, Sundainseln, Philippinen, Carolinen, Neuseeland, Polynesien, tropisches und subtrop. Amerika.

Name bei den Eingeborenen Viti's »Leweninini sa« (Graeffe) oder nach Seemann »Ya Lewaninini.«

212. Lycopodium carinatum Desv.

Desv. Enc. bot. Suppl. III. 559. Spring, Monogr. d. Lycopod. I. 59; II. 26.

Lycopodium Flagellaria Bory in Dup. Voy. I. 248, tab. 26. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 370; III. 105. Rich. Voy. de l'Astrolabe 60.

Lycopodium laxum Presl, Reliq. Haenk. I. 83. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 368. Spring, Monogr. d. Lycopod. I. 60; II. 27. Kze. Linnaea XXIII. 263; Bot. Zeit. VI. 99.

Lycopodium acrostachyum Wall. Cat. no. 117. Grev. et Hook. Icon. Fil. tab. 181. Bory, Bel. Voy. II. 8.

Viti-Inseln. Ovalau, montane Region: Graeffe no. 120! — Brackenridge! Seemann!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 283! — Powell no. 54!

Verbr. Ostindien, Hinterindien, Sundainseln, Neu-Guinea, Philippinen, Neu-Irland.

213. Lycopodium nummularifolium Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 263. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. III. 374. Spring, Monogr. d. Lycopod. I. 68; II. 31. Kze. Bot. Zeit. VI. 99. Kuhn, Fil. N. Hebrid. l. c. 585.

Lycopodium rotundifolium Herb. Roxb. Wall. Cat. no. 2183. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 242.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Verbr. Ostindien, Java, Neue Hebriden.

Grisebach (Fl. of brit. Westind. Isl. pag. 647) zieht Lycopodium nummularifolium Bl. als Varietät zu L. Phlegmaria L. und vereinigt damit Lycopodium aqualupianum Spring (Monogr. I. 68; II. 31.). Letztere Art ist mir unbekannt, ist jedoch auch nach Spring's Angabe mit L. nummularifolium Bl. sehr verwandt. Ist die Annahme Grisebach's die richtige, wie sehr wahrscheinlich, so wären für den Verbreitungsbezirk Cuba und Venezuela hinzuzufügen.

204. Lycopodium Phlegmaria L.

Linn. Sp. Pl. 1564. Forst. Prodr. no. 478. Lam. Enc. III. 646. Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 115; Syn. Fil. 176. Lour. Flora Cochinch. II. 837. Willd. Sp. Plant. V. 10. Roxb. Crypt. 9. Gaud. in Freyc. Voy. 284. Wall. Cat. no. 133. Desv. Ann. Linn. VI. 184. Brongn. Veg. foss. II. tab. 1, fig. 3. Bory, Bel. Voy. II. 7; Duperr. Voy. 244, Spreng. Syst. Veg. IV. 12. Bl. En. Fil. Jav. 261. Boj. Hort. Maur. 424. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 361. Kze. bot. Zeit. VI. 99, 587. Moore, Index Fil. Gen. CXXVI. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 373. Guillem. En. Pl. Ins. Soc. 20. Spring, Monogr. d. Lycopod. I. 63; II. 29. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 326. Kuhn, Fil. African. 185.

Lepidotis Phlegmaria P. Beauv. Prodr. Aeth. 110.

Lycopodium mirabile Willd. Sp. Pl. V. 11. Desv. Ann. Linn. VI. no. 25. Bory, Duperr. Voy. 244. Kaulf. En. Fil. 5. Spreng. Syst. Veg. IV. 12. Poir. Enc. Suppl. III. 540. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 87.

Lycopodium australe Willd. Sp. Pl. V. 11. Poir. Enc. Suppl. III. 541. Spreng. Syst. Veg. IV. 12.

Lycopodium myrtifolium Forst. Prodr. no. 485. Sw. Syn. Fil. 181, 405. Willd. Sp. Pl. V. 12. Poir. Enc. Suppl. III. 542. Spreng. Syst. Veg. IV. 12. Necs ab Esenb. in Nov. Act. XI. 1. tab. 12, fig. 1.

Stachygynandrum myrtifolium P. Beauv. Prodr. Aeth. 113.

Viti-Inseln. Ovalau; montane Region, in schattigen Wäldern an Bäumen: Graeffe no. 121, 152 a! — Harvey! Seemann no. 702! Milne!

Samoa-Inseln. Upolu, an Bäumen der montanen Region: Graeffe no. 371, 381! Tutuila, montane Region: Graeffe no. 402! — Powell no. 9!

var. Feejeensis Lssn. Aehren dicker; Bracteen durchweg eilanzettlich, lang gespitzt, 2—2½ mal länger als die Sporangien.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 121 a, 152! M. Tanalaila, Ovalau: Graeffe no. 98!

Verbr. Tropisches Westafrika, Madagascar, Mauritius, Bourbon, Ostindien, Hinterindien, Philippinen, Sundainseln, Carolinen, Mariannen, Neuholland, Neuseeland, Polynesien, Mexico.

215. Lycopodium squarrosum Forst.

Forst. Prodr. no. 479. Sw. Syn. Fil. 177, 400. Willd. Sp. Pl. V. 27. Spreng. Syst. Veg. IV. 15. Bl. En. Fil. Jav. 265. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 369 (excl. syn. Desv.). Guillem. En. Pl. Ins. Soc. 20. Spring, Monogr. d. Lycopod. I. 52; II. 23. Mett. Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 87.

Lycopodium Forsteri Poir. Enc. Suppl. III. 554.

Plananthus squarrosus Pal. Beauv. Prodr. Aeth. 112.

Lycopodium phyllocarpum Herb. Hook. t. Spring.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 557! — Viti Levu: Seemann!

Samoa-Inseln. Upolu: Graeffe no. 1007! — Powell no. 10!

Verbr. Ceylon, Java, Polynesien.

216. Lycopodium volubile Forst.

Forst. Prodr. no. 482. Sw. Syn. Fil. 180, 404. Willd. Sp. Pl. V. 13. Poir. Enc. Suppl. III. 542. Spreng. Syst. Veg. IV. 12 Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 380. Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 170. Guillem. En. Pl. Ins. Soc. 20. Spring. Monogr. d. Lycopod. I. 105; II. 49. A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 361. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 55.

Lycopodium D'Urvillaei? Richard, Voy. de l'Astrolabe 60. (non Bory.) A. Cunn. Fl. Ins. N. Zel. in Hook. Comp. Bot. Mag. II. 361.

Viti-Inseln: Milne! (t. Seem. Fl. Vitiens. 329.)

Verbr. Neuholland, Neuseeland, Polynesien.

38. Psilotum Sw.

217. Psilotum flaccidum Wall.

Wall. Cat. no. 45. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 363. Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 271. Kuhn, Fil. African. 187.

Psilotum complanatum Bl. En. Fil. Jav. 272. (non Sw.)

Psilotum Pervillei Decaisne in Herb. Mus. Par. t. Spring.

Viti-Inseln. Viti Levu, bei Namusi: Graeffe no. 155! — Seemann!

Samoa-Inseln. Savai: Graeffe no. 353! Powell no. 50?

Verbr. Madagascar, Hinterindien, Java, Polynesien.

Ob diese Art wirklich specifisch verschieden von Psilotum complanatum Sw. ist, scheint noch sehr zweifelhaft. Grisebach (Fl. of brit. Westind. 648) zieht beide Arten zusammen und dürfte damit wahrscheinlich das Richtige getroffen haben. Powell's no. 50 (Seem. Journ. l. c.), als Psilotum complanatum Sw. bestimmt, ist vielleicht auch in diesem Sinne aufgefasst worden. Mir fehlt das nöthige reichhaltige Material zur sofortigen Entscheidung dieser Frage.

218. Psilotum triquetrum Sw.

Sw. in Schrad. Journ. 1800, II. 109; Syn. Fil. 187. Rees, Cycl. vol. 28. Nutt. North. Americ. plants II. 248. Desv. Ann. Linn. VI. 192. R. Brown, Prodr. Fl. N. Holl. 164. Spreng. Syst. Veg. IV. 11. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 362. Wall. Cat. no. 46. Hook. et Arn. Bot. of Beech. Voy. 73, 102. Spring in Mart. Flor. Brasil. I. 133; Monogr. d. Lycopod. II. 269. Kze. Bot. Zeit. VI. 588; Linnaea XVIII. 304; XXIII. 286. Goldm. in Nov. Act. XIX. Suppl. I. 468. C. Müll. Bot. Zeit. XIV. 217. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 50. Hook. Gen. Fil. tab. 87. Mart. et Gal. Foug. Mexic. 13. A. Cunningh. in Hook. Lond. Journ. I. 121. Hook. Fil. exot. 63. Mett. Fil. Hort. Lips. 122; Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 88. Fée, Mém. X. 46; XI. 135. Moore, Index Fil. Gen. CXXVII. Hook. fil. Fl. of New Zeal. II. 56. Griseb. Fl. of brit. Westind. 648. Benth. Flor. Hongk. 437. Kuhn, Fil. African. 187.

Lycopodium nudum L. Sp. Pl. 1564. Lam. Enc. bot. III. 649. Bory, It. I. 214, 283. Forst. Prodr. no. 477.

Psilotum nudum Griseb. P. Carib. 130.

Bernhardia dichotoma Willd. in Act. Erford. 1802, pag. 12; Spec. Plant. V. 50. Bernh. in Schrad. Journ. 1800, p. 132. Klf. En. Fil. 21. Pursh, Amer. II. 655. Gaud. in Freyc. Voy. 290.

Psilotum dichotomum Link, Fil. Hort. Berol. 160.

Psilotum floridanum Michaux, Fl. Amer. II. 284. Desv. Ann. Linn. VI. 192.

Bernhardia pedunculata Desv. in Herb. Juss.

Bernhardia Mascarenica C. Müll. Bot. Zeit. XIV. 217.

Bernhardia Capensis C. Müll. Bot. Zeit. XIV. 217.

Ipphia polyquetra Noronha, Prodr. phyt. in Aub. Thouars Mél. Bot. et Voy. 1841.

Tristeca aristata Pal. Beauv. in Herb. Deless.

Garsaultia minutiflora Commers. in Herb. Pal. Beauv.

Hoffmannia aphylla Willd. in Roem. et Usteri Bot. Mag. VI. 17.

Buchozia furtiflora Comm. in Herb. Mus. Paris.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 118, 153! — Seemann! Harvey! Barclay! M'Gillivray! Milne!

Samoa-Inseln: Powell no. 49!

Tonga-Inseln. Tongatabu; am Fusse der Cocospalmen selten: Graeffe no. 540! Uvea: Graeffe no. 18 in Seem. Journ. l. c.!

var. gracile Spring, Monogr. d. Lycopod. 270.

Viti-Inseln. Ovalau: Graeffe no. 118 a!

Verbr. Tropisches und subtrop. Afrika, afrikanische Inseln, südl. Asien, Neuholland, Polynesien, Amerika.

Name bei den Eingeborenen auf Ovalau: »Boro-vuti-vuti« (Graeffe); Sandwich-Inseln: »Napi-ouapi (Gaudichaud); Madagascar: »Loumout-Raza« (Du Petit Thouars).

Fam. IV. Selaginelleae.

39. Selaginella Spring.

219. Selaginella atro-viridis Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 124. J. Sm. in Bot. of the Herald 431.

Lycopodium atro-viride Wall. Cat. no. 120. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 387. De Vriese, Nederl. kruidk. Arch. I. 15. Hook. et Gr. Icon. Fil. tab. 39. Benth. Flor. Hongk. 437.

Lycopodium cuspidatum Hook. Mss. apud Hort. Soc. Lond.

Viti-Inseln. Ovalau; feuchte, schattige Waldgründe der montanen Region: Graeffe no. 124, 171, 173! Ebenda, M. Tanalailai, 2000′ üb. M.: Graeffe no. 189, 207! — Brackenridge! Milne! M'Gillivray!

Samoa-Inseln. Savai, Küstenregion: Graeffe no. 218! Upolu: Graeffe no. 284, 393!

Verbr. Ostindien, Hinterindien.

220. Selaginella ciliaris Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 233.

Lycopodium ciliare Retz. Observ. bot. V. 32. Sw. Syn. Fil. 185. Willd. Sp. Pl. V. 46. Spreng. Syst. Veg. IV. 20. Bl. En. Fil. Jav. 270. Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 402 excl. syn. Desv.

Lycopodium proniflorum Lam. Enc. Bot. III. 652.

Lycopodium calostachyon Grev. et Hook. in Hook. Bot. Misc. III. 108.

Viti-Inseln: Brackenridge! t. spec.

Verbr. Ostindien.

221. Selaginella Menziesii Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 185. J. Sm. in Secm. Bot. of the Herald 243?

Lycopodium Menziesii Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc II. 390. Hook. et Arn. Bot. of Becch. Voy. 102.

Lycopodium Arbuscula Hook. et Grev. Icon. Fil. tab. 200. (non Kaulf.)

Viti-Inseln. Ovalau; schattige, feuchte Waldgründe der montanen Region: Graeffe no. 122, 126, 510, 557! Daemel no. 66, 86, 87! — Seemann! Harvey! Milne! M'Gillivray!

Samoa-Inseln: Brackenridge! t. spec. Upolu: Graeffe no. 372! — Powell no. 8!

Verbr. Neue Hebriden, Tahiti, Sandwich-Inseln.

222. Selaginella nana Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 240.

Lycopodium nanum Desv. Enc. Bot. Suppl. III. 554.

Lycopodium ciliare Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 402 part.

Samoa-Inseln. Tutuila: Brackenridge! t. specim.

Verbr. Neu-Irland.

223. Selaginella Wallichii Spring.

Spring, Enum. Lycopod. no. 75; Monogr. d. Lycopod. II. 143.

Lycopodium Wallichii Grev. et Hook. En. Fil. in Hook. Bot. Misc. II. 384.

Lycopodium elegans Wall. Cat. no. 128. (non Desv.)
Selaginella cyatheoides Spring, Enum. Lycopod. no. 76.
Selaginella amboinensis Spring, En. Lycopod. no. 74.
Selaginella canaliculata Spring in Regensb. Flora 1838, I. 201.
Selaginella pectinata β acutissima Presl, Bot. Bem. in Abh. d. boehm. Ges. d. Wissensch. III. 583.
Lycopodium canaliculatum Sw. Syn. Fil. 184. Willd. Sp. Pl. V. 43 (non Linn.).

Viti-Inseln. Ovalau; trockene, sonnige Hügel der littoralen Region: Graeffe no. 127, 154! Daemel no. 85, 89! Seemann! Milne! M'Gillivray! Matuku: Seemann! Vanua Levu: Harvey!

Verbr. Ostindien, Hinterindien, Java, Molukken, Philippinen, Neue Hebriden.

224. Selaginella Vogelii Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 170. Hook. Second Cent. of Ferns tab. 186.

Samoa-Inseln? Powell no. 134?

Verbr. Fernando Po.

225. Selaginella tenera Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 241.

Samoa-Inseln? Powell no. 133?

Verbr. Ostindien, Ceylon.

226. Selaginella flabellata Spring.

Spring, Monogr. d. Lycopod. II. 174.

Viti-Inseln. Viti Levu: Graeffe no. 65 in Seem. Journ. l. c. als Lycopodium flabellatum Forst. —?

Verbr. Tropisches Amerika, Philippinen.

Nachträge und Berichtigungen.

Pag. 108 ist einzuschalten:

31. a. Polypodium Billardieri R. Br.

R. Br. Prodr. Fl. N. Holl. 147. Metten. Polypod. no. 189. Hooker, Spec. Fil. V. 82. Hook. et Bak. Syn. Fil. 364. Lyell, Geogr. Handb. 86, 217. — Synonyme an den citirten Stellen nachzusehen.

Viti-Inseln: Seemann no. 730 l

Verbr. Südöstl. Neuholland, Tasmanien, Neuseeland, Polynesien.

Die einzige Notiz über das Vorkommen dieser (im Allgemeinen auf den Südseeinseln wenig verbreiteten) Art auf den Viti-Inseln finde ich in Seemann's »Viti« pag. 445, wo dieselbe als Phymatodes Billardieri Pr. verzeichnet ist. Ob hier etwa nur eine Form des variabelen Polypodium Phymatodes L. vorliegt oder gar beide Arten zu vereinigen sind, wage ich augenblicklich nicht zu entscheiden.

Pag. 113, no. 40:

Gymnogramme tartarea Desv. wird von Baker in Mart. Flor. Brasil. Fil. pag. 556 als var. β zu Gymnogramme calomelanos Kaulf. gezogen.

Pag. 154 ist vor Asplenium falcatum einzureihen:

76. b. Asplenium lucidum Forst.

Forst. Prodr. no. 427. Mett. Asplen. no. 22. Hook. Spec. Fil. III. 98.

Asplenium obtusatum Forst. var. γ lucidum Hook. et Bak. Syn. Fil. 207. Lyell, Geogr. Handb. 203 part.

Synonymie an den citirten Orten.

Viti-Inseln: Seemann no. 817! (»Viti« pag. 446.)

Verbr. Tasmanien, Neuseeland, Norfolk-Insel, Sonntags-Insel.

Pag. 162 ist nachzutragen:

84. a. Asplenium rutaefolium Mett.

Metten. Asplen. no. 60. Hook. Spec. Fil. III. 206. Kuhn, Fil. African. 115. Hook. et Bak. Syn. Fil. 222.

Viti-Inseln: t. Hook. et Bak. l. c.!

Verbr. Capländer, Mauritius, Bourbon, Vorderindien, Ceylon, Japan (nach der Umgrenzung der Synops. Fil. l. c.).

Pag. 164 ist einzuschalten:

87. a. Asplenium brevisorum Wall.

Wall. Cat. no. 220. Hook. Spec. Fil. III. 229. Hook. et Bak. Syn. 228. Lyell, Geogr. Handb. 56, 205.

Viti-Inseln: Seemann no. 827! (»Viti« pag. 446.)

Verbr. Hinterindien, Sandwich-Inseln.

Pag. 183, no.:

117. a. Aspidium lineatum Bl.

Bl. En. Fil. Jav. 144. Mett. Aspid. no. 264; Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 235 (wo die Synonyme nachzusehen sind). Miq. in Ann. M. B. Lugd. Bat. IV. 161.

Polypodium simplicifolium Hook. Spec. Fil. V. 2. Hook. et Bak. Syn. Fil. 313. Lyell, Geogr. Handb. 60, 94, 212.

Viti-Inseln: Seemann no. 736! (»Viti« pag. 445, als Nephrodium simplicifolium J. Sm.)

Verbr. Sundainseln, Philippinen.

Pag. 189 ist einzureihen:

124. a. Aspidium repandum Willd.

Willd. Spec. Plant. V. 246. Mett. Aspid. no. 298. Hook. et Bak. Syn. Fil. 258. Lyell, Geogr. Handb. 57, 207.
Aspidium polymorphum (Wall.) Hook. Spec. Fil. IV. 54, part.
Viti-Inseln: Seemann no. 749! (»Viti« pag. 445.)
Tonga-Inseln. Futuna: Graeffe no. 574!
Verbr. Philippinen.

Pag. 211, no. 147:

Die in der Graeffe'schen Sammlung als neu aufgestellte Davallia Graeffei ist höchst wahrscheinlich, wie ich leider erst nach Vollendung des Druckbogens sah, identisch mit der Davallia leptoearpa Mett. (Linnaea XXXVI. 143. Kuhn, Fil. Nov. Hebrid. l. c. 580.) von Aneiteum, von der sie sich nur durch die feinere Theilung der fertilen Blätter zu unterscheiden scheint, ein Umstand, welcher wohl hauptsächlich den verschiedenen, den Beschreibungen zu Grunde liegenden Altersstufen zuzuschreiben ist. Der Mettenius'sche Name ist also für diesen Fall voranzustellen.

Pag. 213, no.:

147. a. Davallia Moorei Hook.

Hook. Second Cent. of Ferns tab. 53. Hook. et Bak. Syn. Fil. 95. Lyell, Geogr. Handb. 69, 194.
Viti-Inseln: Seemann no. 830! (»Viti« pag. 445.)
Verbr. Neu-Caledonien.

Durch obige Nachträge stellen sich die auf pag. 59—63 gegebenen Zahlenverhältnisse etwas anders, ohne indessen im Wesentlichen die dort gewonnenen Resultate zu ändern.

Bekannt sind darnach von den Viti-Inseln 190, von den Tonga-Inseln 28 Arten, und von den 164 Arten der Graeffe'schen Sammlung fallen auf die Tonga-Gruppe 21 statt 20. — Die Gesammtsumme der Arten von allen vier Gruppen beträgt 237, von denen auf die Polypodiaceen 178 kommen, indem sich Polypodium um 1, Asplenium um 3, Davallia um 1, Aspidium um 2 Arten vermehren. — Eigenthümlich sind, die vier Inselgruppen unter einander verglichen, den Viti-Inseln 86 Arten und mit den Tonga-Inseln haben sie statt der angegebenen 2 Arten 3 gemeinsam (die dritte ist das Aspidium repandum Willd.). — Von den den Samoa-Inseln ausschliesslich eigenen Arten ist Davallia Graeffei Lssn. höchst wahrscheinlich zu streichen. — Endlich ist bei der letzten vergleichenden Uebersicht der geographischen Verbreitung zu lesen:

Gemeinsam haben die vier Inselgruppen mit:

Capländer	32	Arten
Ostafrikanische Inseln	61	-
Vorderindien, Ceylon	101	-
Sundainseln, Molukken etc.	136	-
Hinterindien	84	-
Japan etc.	52	-
Philippinen etc.	117	-
Südl. und südöstl. Neuholland	42	-
Tasmanien	14	-
Neuseeland etc.	44	-
Neu-Caledonien, Neue Hebriden	112	-
Sandwich-Inseln	38	-

GEOGRAPHISCHE VERBREITUNG

DER FARNE

DER VITI-, SAMOA-, TONGA- UND ELLICE'S INSELN.

	Afrika.						Asien.						Ne
	Südl. Europa.	Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Capländer, Tristan d'Acunha.	Abyssin. Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chines. Inseln.	Bouin, Marianen, Carolin., Philippinen.	
1. Acrostichum L.													
1. A. conforme Sw.	.	.	H.	T.C.	.	Maur	.	V.C.	.	S.	.	Ph.	
2. A. samoënse Baker.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
2. Chrysodium Fée.													
3. Ch. aureum Mett.	.	.	W.	C.	O.	Mg. B. M.	.	V.C.	H.	S.	Ch. J.	Ph. M	N.
4. Ch. cuspidatum Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	V.C.	.	S.	Ch.	B. Ph	N.
5. Ch. Zollingeri Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.	
6. Ch. polyphyllum Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
7. Ch. sorbifolium Lssn.	.	.	W.	.	.	Mg. B. M.	.	.	H.	.	.	Ph.	
var. oleandrifolia	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
8. Ch. palustre Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	V.C.	H.	S.	Ch.	Ph.	
3. Polybotrya H. B.													
9. P. lomarioides Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	
4. Vaginularia Fée.													
10. V. Junghuhnii Mett.	.	.	.	.	.	.	.	C.	.	S.	.	Ph.	
5. Vittaria Sm.													
11. V. elongata Sw.	.	.	W.	.	O.	M. B.	.	C.V.	H.	S.	.	B. Ph C. M	N.
12. V. scolopendrina Mett.	.	.	.	.	O.	B. S. Mg.	.	C.	.	.	.	.	
6. Antrophyum Klf.													
13. A. callaefolium Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	
14. A. plantagineum Klf.	.	.	.	.	.	.	.	V.C.	.	S.	.	M. Ph	
var. angustata	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
15. A. reticulatum Klf.	.	.	.	.	.	.	.	V.C.	H.	S.	.	Ph.	
16. A. subfalcatum Brack.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.	
7. Taenitis Sw.													
17. T. spicata Metten.	.	.	.	.	.	Mg. B. M.	.	V.C.	H.	S.	Ch.	Ph.	N.
8. Polypodium L.													
18. P. setigerum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	
19. P. nutans Bl.	.	.	.	.	.	.	.	C.	H.	S.	.	Ph.	
20. P. ligulatum Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
21. P. samoënse Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
22. P. cucullatum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	C.	H.	S.	.	Ph.	
23. P. tamariscinum Klf.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.	
24. P. subauriculatum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	S.	.	Ph.	
var. serratifolia	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
25. P. adnascens Sw.	.	.	W.	.	.	B. S.	.	V.C.	.	S.	Ch.	Ph.	
26. P. Loxogramme Mett.	.	.	W.	C.	A.	Maur. B. C.	.	V.C.	.	S.	J. Ch.	B.	
27. P. accedens Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	
28. P. Brownii Wickst.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
29. P. Féei Metten.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	.	
30. P. punctatum Sw.	.	.	W.	C.	O.	Mg. C. M.	.	V.C.	H.	S.	Ch.	M. Ph	
31. P. conjugatum Kaulf.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.	
31a. P. Billardieri RBr.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
32. P. Phymatodes L.	.	.	W.	C.	O.	M. B. Mg. C.	.	C.	H.	S.	Ch. J.	Ph	
33. P. Powellii Baker.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	

Neuholland — Polynesien.													Amerika.					
Südl. u. südöstl. Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatam-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	Viti.	Samoa.	Tonga.	Phönix-, Ellice's- u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	S.	M.	C.	E. V.	P.	Ch.	B.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	B.	C. H.	V.	S.	T.	.	T.	.	.	V. M.	W. C.	V.	P.	.	B.
N.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	W.	V.	P.	.	G. B.
.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	S.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	S.	.	.	.	.	.	.
N.	.	Nf.	C.	C. H.	V.	S.	T.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	V.	.	.	.	T.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	S.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	T.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	T.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	.	C.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	V.	.	.	.	.	P.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N. Nf. A. Ch.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	S.	T.	E.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

	Afrika.						Asien.						Ne
	Südl. Europa.	Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Capländer, Tristan d'Acunha.	Abyssin., Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chinesische Inseln.	Bonin, Marianen, Carolin., Philippinen.	
34. P. longissimum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	
35. P. dilatatum Wall.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	.	.	.	
36. P. alatum Hook.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
37. P. quercifolium L.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	N.
38. P. rigidulum Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.	N.
9. Gymnogramme Dsv.													
39. G. pinnata Hook.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
39a. G. lanceolata Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
40. G. tartarea Desv.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
41. G. falcata Sm.	.	.	W.	.	.	.	.	V. C.	.	S.	J.	Ph.	
42. G. subtrifoliata Hk.?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
10. Adiantum L.													
43. A. diaphanum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	Ch.	Ph.	N.
44. A. hispidulum Sw.	.	.	W.	.	O.	Maur. B. C.	.	V. C.	.	S.	.	.	N.
45. A. lunulatum Burm.	.	Capv.	W.	.	O. A.	M. C.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	
46. A. fulvum Raoul.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	N.
11. Cheilanthes Sw.													
47. Ch. tenuifolia Sw. (+ hirsuta Mett.)	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	N. T.
12. Pteris L.													
48. P. concolor Langsd. et F.	.	.	W.	C.	O.	Mg. B. M.	.	V. C.	.	S.	Ch.	.	N.
49. P. longifolia L.	E.	A. Can. Capv.	.	C.	O.	M. B. Mg. C.	W.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	N.
50. P. cretica L.	E.	.	.	C.	A.	M. B.	A. W.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	
51. P. ensiformis Burm.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	
52. P. biaurita L.	.	.	W. H.	C.	O.	Maur. B. C. M.	.	V. C.	H.	S.	Ch. J.	Ph. B	
53. P. excelsa Gaud.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	S.	.	Ph.	
54. P. patens Hook.	.	.	.	.	.	.	.	C.	.	S.	.	Ph.	
55. P. aquilina L. Var. esculenta F.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph?	N. T.
56. P. Milneana Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
57. P. comans Forst.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
58. P. aculeata Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
59. P. incisa Thbg.	.	.	W. H.	C. T.	.	M. B.	.	V.	.	.	.	.	N. T.
var. aurita (Bl.)	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	.	S.	.	.	
60. P. marginata Bory.	.	.	W.	.	.	M. C. B. S.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.	
13. Blechnum L.													
61. Bl. cartilagineum Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	N.
var. vittata.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
var. nitida.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	Ph. M.	
62. B. orientale L.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph. M.	
63. B. elongatum Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	.	S.	.	Ph.	
64. B. polypodioides Kuhn.	.	.	W.	C.	.	M. B. Mg.	.	.	.	.	.	.	
65. B. lanceolatum Sturm.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	N. T.

Neuholland — Polynesien.												Amerika.					
Südl. u. südöstl. Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatam-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	Viti.	Samoa.	Tonga.	Phönix-, Ellice's- u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's-Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
.	.	.	.	.	V.	S.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	Nf.	B.	C. H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	M.	W.	.	.	.	G. B.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	Nf. N.	.	C. H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	Nf. N.	.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	M.	C.	V.	.	.	B.
N.	.	C. N. Nf.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N.	.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	S.	.	C.	V.	.	Ch.	B.
N.	.	.	.	C. H.	V.	.	T.	.	.	.	.	S. M.	W.	V.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	S.	S. M.	C.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	S.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	S.	.	V.	S.	T.	.	.	.	.	M.	W. C.	V. N.	P.	.	B.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N. Nf.	.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	S.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N.?	.	H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	T.	.	.	M.	W.	V.N.E.	.	.	.
N.	T.	N. A.	.	.	.	.	.	.	T.	.	.	.	W.	V. N.	.	Ch. J.	B.
.	.	Nf.	.	H. C.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H. C.	V.	S.	.	E.	T.	.	.	.	.	.	.	Ch. P.	.
N.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	B.
.	.	.	.	H.	V.	S.	T.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	M.	W.	E.	.	.	B.
N.	T.	N. A.	.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	W.	V.	.	Ch.	B.

	Südl. Europa.	Afrika.					Asien.						Sen
		Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Capländer, Tristan d'Acunha.	Abyssin., Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chinesische Inseln.	Bonin, Marianen, Carolin., Philippinen.	
66. B. vulcanicum Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.	. T.
67. B. procerum Sw.	.	.	.	C.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	N. T.
68. B. reptans Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
14. Woodwardia.													
69. W. media Fée.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	N.
15. Asplenium L.													
70. A. Nidus L.	.	.	.	.	O.	M. B. Mg. C.	.	V.	H.	S.	Ch. J.	B. Ph.	N.
71. A. amboinense W.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.	
72. A. multilineatum Hook.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
73. A. emarginatum Beauv.	.	.	W.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
74. A. vulcanicum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.	
75. A. oligophyllum Kaulf.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	.	
76. A. tenerum Forst.	.	.	W.	.	.	S.	.	C.	H.	S.	.	M. Ph	
76a. A. induratum Hk.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
76b. A. lucidum Forst.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	T.
77. A. falcatum Lam.	.	.	H.	.	.	M. B. Mg. C.	.	C. V.	H.	S.	Ch.	C. Ph B.	N.
78. A. caudatum Forst.	.	.	W.?	.	.	.	.	C. V.	H.	S.	.	Ph.	
79. A. resectum Sm.	.	.	W.	T.	.	M. B.	.	C. V.	H.	S.	J.	Ph.	
80. A. cuneatum Lam.	.	.	.	C.	O.	M. B. S.	.	C.	H.	S.	Ch.	C. Ph. B.	
81. A. nitidum Sw.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.	
82. A. bulbiferum Forst.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	N. T.
83. A. rhizophyllum Kze.	.	.	.	C.	.	.	.	.	.	.	.	.	
84. A. Dregeanum Kze.	.	.	W.	C.	.	Mg.	.	.	.	S.	.	.	
84a. A. rutaefolium Mett.*)	.	.	.	C.	.	M. B.	.	V. C.	.	.	J.	.	
85. A. scandens Sm.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	
86. A. multifidum Brack.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
87. A. Powellii Baker.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
87a. A. brevisorum Wall.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	.	.	.	
88. A. sylvaticum Pr.	.	.	W.	.	O.	M.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.	
89. A. Brackenridgii Baker.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Ph?	
90. A. japonicum Thbg.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	S.	J. Ch.	.	
91. A. polypodioides Mett.	.	.	.	.	.	Mg. B. S.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.	
92. A. arborescens Mett.	.	.	W. H.	.	.	M. B. C.	.	V.	.	.	.	.	
93. A. Graeffei Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
93a. Diplazium falcatum Br.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
94. A. proliferum Lam.	.	.	W.	T.	.	Mg. B. M.	.	V.	.	S.	.	Ph.	
95. A. esculentum Pr.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.	
96. A. vitiense Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	
16. Hypolepis Bernh.													
97. H. tenuifolia Bernh.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.	T.
17. Aspidium Sw. (Phegopteris M.)													
98. Ph. irregularis M.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.	

*) In der Umgrenzung der Synops. v. Hook. et Bak. p. 222.

Neuholland—Polynesien.												Amerika.					
Südl.u.südöstl.Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatam-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	Viti.	Samoa.	Tonga.	Phönix-, Ellice's- u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's-Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
.	T.	N	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N. A.	.	H.	.	S.	.	.	T.	.	.	M.	W. C.	V.	P.	C. J.	B.
.	.	N.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	N. Nf.	.	C.	V.	.	.	.	T.	P.	S.	.	.	.	.	.	.
N.	.	Nf.	.	C. H.	V.	S.	T.	E.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	V. N.	.	.	B.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	T.	N. Nf.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	Nf. N.	S.	C. H.	V.	S.	T.	.	.	P.	S.	.	.	.	.	Ch.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	T.	.	S.	.	.	E.	.	.	B.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	S.	.	W.	.	.	.	.
.	.	.	S.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	S.	M.	W.	.	.	.	G. B.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N.	.	C.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V?	.	.	.	.	.	S.	M. V.	W. C.	G. V.	P.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V?	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	B.
.	.	.	.	.	V.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	P.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	.	P.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	S. B.	.	V.	S.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	T.	N. Nf.	.	C. H.	V.	S.	T.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	S.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

	Südl. Europa.	Afrika.					Asien.					
		Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Caplander, Tristan d'Acunha.	Abyssin., Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chinesische Inseln.	Bonin, Marianen, Carolin., Philippinen.
99. Ph. multilineata Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.
100. Ph. urophylla M.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.
101. Ph. rubrinervis M.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
102. A. aculeatum Döll. var. samoënse Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
103. A. albo-punctatum Bory	.	.	W.	.	.	Mg. B. C.	.	.	.	.	.	.
104. A. aristatum Sw.	.	.	.	C.	.	.	.	V. C.	H?	S.	J. Ch.	Ph.
105. A. arborescens Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
106. A. Brackenridgii Mett.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
107. A. calcaratum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph?
108. A. cicutarium Sw. (nach Hook. Sp. IV. 48.)	.	.	W.	.	O.	.	.	V. C.	H.	S.	.	.
109. A. davallioides Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
110. A. decompositum Spr.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
111. A. decurrens Pr.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch. J.	Ph.
112. A. dissectum Mett.	.	.	.	.	.	Mg. C. M. B. S.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.
113. A. funestum Kze.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
114. A. Harveyi Mett.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
115. A. inaequilaterale Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
116. A. latifolium Sm.	.	.	W?	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
117. A. Leuzeanum Kze.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	S.	Ch.	Ph.
117a. A. lineatum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph
118. A. membranifolium K.	.	.	.	.	.	Mg.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.
119. A. Milnei Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
120. A. molle Sw.	.	A. C. C. A.	W.	C.	A. O.	M. B.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph. B.
121. A. pachyphyllum Kze.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
122. A. patens Sw. (nach Hook. et Bak.)	.	.	W.	C.	O.	.	.	.	.	.	.	Ph.
123. A. pennigerum Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Ph.
123a. A. polycarpon Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	.
124. A. pteroides Mett.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.
124a. A. repandum Willd.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Ph.
125. A. Richardi Hk.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
126. A. rubiginosum Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
127. A. setigerum Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.
128. A. squamigerum Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
129. A. subtriphyllum nach Hook.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	.	Ch.	.
130. A. truncatum Gaud.	.	.	.	.	.	Mg. M. B.	.	V. C.	H.	S.	.	.
131. A. velutinum Rich.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
18. Oleandra Cav.												
132. O. neriiformis Cav.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.
19. Didymochlaena Dsv.												
133. D. lunulata Dsv.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	S.	.	Ph.

Neuholland—Polynesien.													Amerika.					
seines Neuguinea.	Südl. u. südöstl. Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatam-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	Viti.	Samoa.	Tonga.	Phönix-, Ellice's- u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's-Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
						V.												
					H.	V.												
				B.	H.	V.												
							S.											
						V.												
	N.		Nf.		C. H.	V.	S.											
							S.											
					C. H.	V.	S.			T.								
						V.	S.											
							S?					S.	M.	W. C.	E.			B.
						V.	S.			T.								
	N.	T.	N. Nf.			V.				T.								
					H.	V.	S.											
					C. H.	V.	S.	T.		T.								
							S?							W.				B. G.
					H.	V												
						V.	S.											
				S.	H.	V.				T.				C?	E?			
						V.	S.											
						V.												
	N.				C. H.		S.	T.										
						V.												
	N.		N.		C. H.	V.	S.	T.			P.	S.	M.	W. C.	V. E. G.	P.		B. G.
				S.	H.	V.	S.	T.										
						V.	S.			T.		S.	V. M.	W.	G. E.	P.	Ch.	B.
					H.	V.	S.			T.								
							S											
							S.											
			N.			V.		T.										
						V.												
						V.						S.						
	N.				C. H.	V.	S.			T.		S.						
						V.	S.			T.		S.						
							S.			T.				C.	E.			
N.	N.			S.	H.	V.	S.											
	N.		N.			V?												
					H.	V.	S.								V.			B. G.
						V.								C. W.	G. E.	P.	Ch.	B.

	Südl. Europa.	Afrika.					Asien.					
		Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Capländer, Tristan d'Acunha.	Abyssin., Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chinesische Inseln.	Bonin, Marianen, Carolin., Philippinen.
20. Nephrolepis Schott.												
134. N. cordifolia Pr.	.	Capv.	W.	.	A.	M. B. Mg. C.	.	V. C.	.	S.	Ch. J.	Ph.
135. N. ramosa Moore.	.	.	W.	.	.	.	.	C.	H.	S.	.	Ph.
136. N. biserrata Schott.	.	.	W.	C.	O.	M. B. Mg. C. S.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.
137. N. hirsutula Pr.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	S.	Ch.	Ph.
138. N. altescandens Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
21. Davallia Sm.												
139. D. heterophylla Sm.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph. M.
140. D. sessilifolia Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.
141. D. Gaimardiana Pr.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.
142. D. alpina Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.
143. D. ferulacea Moore.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
144. D. alata Bl.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.
145. D. contigua Sw.	.	.	.	.	.	.	.	C.	.	S.	.	Ph.
146. D. pentaphylla Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.
147. D. Graeffei Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
147a. D. Moorei Hook.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
148. D. solida Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph. C.
149. D. denticulata Mett.	.	.	W.	C.	.	M. C. S.	.	C.	H.	S.	Ch.	Ph.
150. D. strigosa Sw.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	Ch. J.	Ph.
151. D. moluccana Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
152. D. Speluncae Bak.	.	.	W.	C.	.	M. B. Mg. S.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph.
153. D. gibberosa Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
154. D. foeniculacea Hook.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
22. Dennstaedtia Bernh.												
155. D. flaccida Bernh.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.
156. D. samoënsis Moore.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
157. D. Godeffroyi Lssn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
23. Lindsaya Dry.												
158. L. acutifolia Desv.	.	.	.	.	O.	M. B.	.	.	H.	.	.	.
159. L. adiantoides Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
160. L. chinensis Mett.	.	.	.	.	.	M. B. Mg. C.	.	V. C.	.	S.	J. Ch.	Ph.
161. L. ensifolia Sw.	.	.	W	C.	.	M. B. Mg.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	C.
162. L. Lapeyrousii Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
163. L. lobata Poir.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	H.	S.	.	C. Ph.
164. L. Pickeringii Mett.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
165. L. repens Kze.	.	.	.	.	.	M. B.	.	V. C.	.	S.	.	Ph.
166. L. stolonifera Mett.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
167. L. tenuifolia Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.
24. Dicksonia L'Her.												
168. D. Berteroana Hk.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
169. D. straminea Lab.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
170. D. dubia Gaud.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

	Neuholland—Polynesien.												Amerika.					
	Südl. u. südöstl. Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatam-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	Viti.	Samoa.	Tonga.	Phönix-, Ellice's- u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's-Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
Ph.	.	.	Nf. N.	.	H. C.	V.	S.	.	.	.	.	.	M.	W.	G. E.	P.	Ch.	B. G.
Ph.	N.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	H. C.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	C. W.	.	P.	.	B. G.
Ph.	.	.	.	.	C.	V.	S.	T.	.	T.	P.	.	.	.	.	.	.	B.
	N.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	F.	.
Ph. M	.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	.	S.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	H?	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	C.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph. C	.	.	N?	.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	Nf.	.	H.	V.	S.	T.	.	.	.	S.	.	W.	.	.	.	B.
	.	.	.	.	H?	V.	.	.	.	T.	P.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	H.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	H.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	.	.	.	E.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph.	.	.	.	.	C. H.	.	S.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
C. G N.	.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph	.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
Ph	.	.	.	.	H.	.	.	T?	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	B.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	J.	.
	.	.	.	.	C. H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
	N.	T.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

	Afrika.						Asien.					
	Südl. Europa.	Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Capländer, Tristan d'Acunha.	Abyssin., Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chinesische Inseln.	Bouin, Marianen, Carolin., Philippinen.
25. Alsophila R. Br.												
171. A. Samoënsis Brack.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
172. A. decurrens Hk.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
173. A. truncata Brack.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
174. A. lunulata R. Br.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S?	.	.
26. Cyathea Sm.												
175. C. propinqua Mett.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
27. Trichomanes L.												
176. T. peltatum Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
177. T. Vitiense Bak.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
178. T. muscoides Sw.	.	.	W.	.	.	C.	.	.	.	S.	.	.
179. T. parvulum Poir.	.	.	.	.	.	Mg. B.	.	.	H.	S.	J. Ch.	Ph.
180. T. digitatum Sw.	.	.	.	.	.	M. B.	.	.	.	S.	.	.
181. T. humile Forst.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
182. T. pallidum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.
183. T. bipunctatum Poir.	.	.	.	.	.	M. B. Mg. C.	.	V. C.	.	S.	J.	B.
184. T. Javanicum Bl. (var. alatum.)	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	C.
185. T. caudatum Brack.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
186. T. rigidum Sw.	.	.	.	C.	.	Mg. C.	.	V. C.	H.	S.	J. Ch.	Ph.
187. T. meifolium Bory.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
188. T. maximum Bl.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
189. T. giganteum Bory.	.	.	.	.	.	M. B. C.	.	.	.	.	.	.
190. T. longisetum Bory.	.	.	.	.	.	B.	.	.	.	S.	.	.
28. Hymenophyllum Sm.												
191. H. demissum Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	Ph.
192. H. dilatatum Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	S.	.	.
193. H. polyanthos Sw.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
194. H. Fecjense Brack	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
195. H. Neesii Hook.	.	.	.	.	.	.	.	.	H.	S.	.	Ph.
196. H. Tunbridgense Sm.	E.	C. Az.	.	C.	.	M. B.	.	.	.	.	.	.
197. H. affine Brack.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
29. Gleichenia Sm.												
198. G. longissima Bl.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	S.	.	Ph.
199. G. flagellaris Spr.	.	.	.	.	.	M. B. Mg.	.	.	.	.	.	.
200. G. dichotoma Hook.	.	.	W.	C.	.	M. B. Mg. C. S.	.	V. C.	H.	S.	Ch. J.	Ph. M.
201. G. oceanica Kuhn.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
30. Lygodium Sw.												
202. L. reticulatum Schk.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
31. Schizaea Sm.												
203. S. dichotoma Sm.	.	.	.	.	.	M. B. Mg.	.	V.	H.	S.	.	Ph. C.
204. S. digitata Sw.	.	.	.	.	.	Mg.	.	V. C.	H.	S.	.	B. Ph.
32. Todea Willd.												
205. T. Fraseri Hk. et Gr.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

Neuholland—Polynesien.												Amerika.					
Südl.u.südöstl.Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatam-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	Viti.	Samoa.	Tonga.	Phönix-, Ellice's- u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's-Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	W.	.	.	.	.
.	.	.	B.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	N.	.	C.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	W.	.	P.	.	B.
.	.	Nf.	.	H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N.	.	.	V?	S.	.	.	.	.	.	.	W.	V.	P.	Ch.	B.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	N?	B.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	M.	S.	.	W. C.	.	.	.	B.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C. H.	V.	.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	N.	.	C. H.	V.	S.	T.	.	T.	.	.	.	W.	V.	P.	.	B.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.

	Afrika.						Asien.						
	Südl. Europa.	Algier, Canar. und Capverd.-Inseln, Azoren.	Trop. Westafrika, St. Helena.	Capländer, Tristan d'Acunha.	Abyssin., Tropische Ostküste.	Madagascar, Maurit., Bourbon, Comoren, Seychellen.	Westl. Asien, Arab.	Vorderind., Ceylon.	Hinterindien.	Sunda-Inseln etc.	Japan, China, Chinesische Inseln.	Bonin, Mariaqen, Carolin., Philippinen.
33. Angiopteris Hfm.												
206. A. evecta Hoffm.	.	.	.	.	.	Mg.	.	V. C.	H.	S.	J. Ch.	B. M C. Ph
34. Marattia Sm.												
207. M. fraxinea Sm.	.	.	W.	C.	.	M. B. Mg. C.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.
35. Ophioglossum L.												
208. O. pendulum L.	.	.	.	.	.	M. B. Mg.	.	V. C.	H.	S.	.	Ph.
209. O. vulgatum L.	E.	C. Cp. A.	.	.	A.	.	.	.	.	.	.	C.
var. reticulatum Mett.	.	Cp.	W.	C. T.	O.	M. B.	.	V.	.	S.	.	Ph. C
36. Equisetum L.												
210. E. debile Roxb.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	.	S.	J.	.
37. Lycopodium L.												
211. L. cernuum L.	.	A.	W. H.	C.	.	S. M. Mg.	.	V. C.	H.	S.	Ch.	Ph. C M.
212. L. carinatum Dsv.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	S.	.	Ph.
213. L. nummularifolium B.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	S.	.	.
214. L. Phlegmaria L.	.	.	W.	.	.	Mg. M. B.	.	V.	H.	S.	.	Ph. M C.
215. L. squarrosum Forst.	.	.	.	.	.	.	.	C.	.	S.	.	.
216. L. volubile Forst.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
38. Psilotum Sw.												
217. P. flaccidum Wall.	.	.	.	.	.	Mg.	.	.	H.	S.	.	.
218. P. triquetrum Sw.	.	.	W.	C.	.	Mg. M. B.	.	V. C.	H.	S.	.	M. C.
39. Selaginella Spring.												
219. S. atro-viridis Spr.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	.	.	.
220. S. ciliaris Spring.	.	.	.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.
221. S. Menziesii Spr.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
222. S. nana Spring.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
223. S. Wallichii Spr.	.	.	.	.	.	.	.	V.	H.	S.	.	Ph.
224. S. Vogelii Spring.	.	.	W.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
225. S. tenera Spring.	.	.	.	.	.	.	.	V. C.	.	.	.	.
226. S. flabellata Spr.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	Ph.

Neuholland—Polynesien.												Amerika.					
Südl.u.südöstl.Neuh.	Tasmanien.	Neuseeland, Norfolk-, Lord Auckland's- u. Chatham-Inseln.	Neu-Britan., Admiralitäts-, Salomon- u. S. Cruz-Inseln.	Neu-Caledon., Neue Hebriden.	**Viti.**	**Samoa.**	**Tonga.**	Phönix-, **Ellice's-** u. Unions-Inseln.	Tahiti.	Marquesas-, niedrige u. Pitcairn's-Inseln.	Sandwich-Inseln.	Südl. vereinigte Staaten, Mexico.	Westindien, Centralamerika.	Venezuela, Neu-Granada, Ecuador.	Peru, Bolivia.	Chile, Patagon., Ins. Juan Fernandez.	Guiana, Brasilien, Paraguay.
.	.	N?	.	C. H.	V.	S.	T.	.	T.	P.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N. Nf.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	.	.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	.	S.	.	.	.	.	.	.
N.	T.	N.	.	.	V.	.	.	.	.	.	S.	Am. bor.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	W.	.	P.	.	B.
.	.	.	.	C. H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N.	.	C. H.	V.	S.	T.	.	T.	.	S.	M.	W.	V.	P.	Ch.	B.
.	.	.	B.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	N.	C.	C. H.	V.	S.	.	.	T.	.	.	M.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	C.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	N.	.	.	V.	.	.	.	T.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	T.	.	.	.	.	.	.	.	.
N.	.	N. Nf.	.	C. H.	V.	S.	T.	.	T.	.	S.	V. M.	W.	V.	P.	.	B.
.	.	.	.	.	V.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	S.	.	.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	B.	.	.	S.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	H.	V.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	.	S?	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.	.
.	.	.	.	.	V?	.	.	.	.	.	.	.	C. W.	V.	P.	.	.

Erklärung der Tafeln XI—XIX.

Tafel XI.

Fig. 1. Stück eines Blattes von Vittaria elongata Sw. var. samoënsis in doppelter Grösse.

Fig. 2. Hälfte eines Blatt-Querschnittes derselben Form. *o* Oberseite und *u* Unterseite des Blattes; *m* Querschnitt des Mittelnerven und *r* Querschnitt des Receptaculums.

Fig. 3 und 4. Blattquerschnitte eines Exemplares der Vittaria zosteraefolia Bory von Mauritius (Sieber'sche Sammlung). Wie bei allen übrigen Querschnitten ist die Blattoberseite stets die dem oberen Tafelrande zugekehrte.

Fig. 5. Stück des Blattrandes von Vittaria rigida Kaulf. Verkleinerte Copie der Fig. 3 in Hook. et Bauer's Genera Filicum tab. 68, B, mit Weglassung der Sporangien.

Fig. 6 und 7. Blattquerschnitte einer Vittaria rigida Klf. von den Sandwich-Inseln.

Fig. 8. Stück eines Blattes von Vittaria elongata Sw. von Ceylon, in doppelter Grösse.

Fig. 9—22. Blattquerschnitte verschiedener Arten und Formen von Vittaria und zwar:

Fig. 9. Vittaria planipes Kze. von Java. (Zollinger no. 1001.)

Fig. 10. Vittaria plantaginea Bory von Bourbon.

Fig. 11 und 12. Vittaria elongata Sw. von den Samoa-Inseln (Graeffe).

Fig. 13. Vittaria anodontolepis Fée var. von Tahiti (Brackenridge's Vittaria plantaginea).

Fig. 14 und 15. Vittaria elongata Sw. von den Samoa-Inseln (Graeffe).

Fig. 16. Vittaria elongata Sw. aus dem Sprengel'schen Herbarium.

Fig. 17. Vittaria elongata Sw. aus Neuholland (Daemel).

Fig. 18 und 19. Dieselbe von den Viti-Inseln (Daemel).

Fig. 20. Dieselbe von den Viti-Inseln (Graeffe).

Fig. 21. Vittaria bisulcata Kze. von Java (Zollinger no. 867a

Fig. 22. Vittaria flexuosa Fee aus Ostindien (Wallich).

Fig. 23. Blattstück von Vittaria flexuosa Fée in doppelter Grösse.

Fig. 24. Querschnitt des Blattes von Vittaria lineata Sw. nach Exemplaren aus Surinam (Weigel!). *a* das zum einfachen Längswulst umgewandelte Pseudoindusium.

Fig. 25. Querschnitt des Blattes der Vittaria lineata Sw. nach Exemplaren aus Süd-Afrika (Drege).

Alle Blattquerschnitte sind in zehnfacher Vergrösserung gezeichnet. Die Figuren 13, 15—17, 20—22, 24 und 25 geben den ganzen Querschnitt, die Figuren 2—4, 6, 7, 9, 14, 18, 19 die Hälfte desselben bis zum Mittelnerven, die Figuren 10—12 dagegen nur die Randpartie.

Tafel XII.

Fig. 26—31. Querschnitte von Blättern der Gattung Vittaria und zwar:

Fig. 26. Vittaria lineata Sw. nach Exemplaren aus Brasilien (V. curvidenta K. Müll.).

Fig. 27 und 28. Vittaria stipitata Kze. nach Exemplaren aus Venezuela.

Fig. 29. Vittaria filifolia Fée von Caracas.

Fig. 30. Vittaria isoëtifolia Bory, nach Exemplaren von Gnadenthal in Süd-Afrika. *r* Receptaculum.

Fig. 31. Vittaria Gardneriana Fée, nach Exemplaren aus Süd-Amerika im Herb. Kze. *r* Receptaculum.

Fig. 32. Stück eines Blattes der Vittaria scolopendrina Mett. von den Viti-Inseln (Graeffe) in natürlicher Grösse. *r* Receptaculum.

Fig. 33. Querschnitt des Blattrandes von demselben Exemplare in zehnfacher Vergrösserung. *r* Gefässbündel des Receptaculums; *a* zum Längswulst umgebildete Pseudoindusien.

Fig. 34. Stück des Randes von einem jüngeren Blatte der Vittaria scolopendrina Mett. in sechsfacher Vergrösserung.

Fig. 35 und 36. Querschnitte desselben, zehnfach vergrössert. *r* Gefässbündel des Receptaculums; *a* Pseudoindusium.

Fig. 37. Vaginularia Junghuhnii Mett. Stück des Blattes mit ungleich entwickelten Pseudoindusien, stärker vergrössert.

Fig. 38. Vaginularia Junghuhnii Mett. Stück eines Blattquerschnittes. Vergr. 240. *a* die verdickten Zellen der Epidermis.

Fig. 39—41 und 43. Querschnitte des Blattes von Vaginularia Junghuhnii Mett. mit verschieden entwickelten Pseudoindusien, stärker vergrössert.

Fig. 42. Stück eines Blattes von Vaginularia Junghuhnii Mett. mit gleich stark ausgebildeten Pseudoindusien, stärker vergrössert.

Tafel XIII.

Fig. 44. Stück der Epidermis des Blattes von Antrophyum callaefolium Bl. *a* die stark verdickten, gestreckten Zellen, *b* die Spaltöffnungen derselben. Vergr. 240.

Fig. 45. Epidermis der Blattunterseite von Vaginularia Junghuhnii Mett. *a* die langgestreckten, verdickten Zellen derselben. Vergr. 120.

Tafel XIV.

Fig. 46. Epidermis der Blattunterseite von Vittaria spec. *a* verdickte Zelle derselben. Vergr. 240.

Fig. 47. Querschnitt des Blattes von Antrophyum plantagineum Klf. var. angustata; Randpartie mit den stärker verdickten Epidermiszellen *a* und *b*. Vergr. 240.

Fig. 48. Epidermiszellen von Antrophyum callaefolium Bl. im Querschnitt. Vergr. 240.

Fig. 49, *a—d*. Paraphysen von Antrophyum semicostatum Bl. Vergr. 120.

Tafel XV.

Fig. 50, *a—c*. Paraphysen von Antrophyum callaefolium Bl. Bei *b* sind die Differenzirungsstreifen der Zellmembran angedeutet. Vergr. 120.

Fig. 51. Junges Pflänzchen von Polypodium rigidulum Sw. in natürlicher Grösse.

Fig. 52, *a—d*. Pteris incisa Thbg. var. aurita, forma nuda. Stücke der Rhachis mit den reducirten untersten Fiedern 2. Ordn. (f) Natürl. Grösse.

Tafel XVI.

Fig. 53—66 stellen die Blattbasen zweier unter dem Namen der Oleandra articulata Pr. im Leipziger Garten vorhandenen Pflanzen dar und zwar Fig. 53—61 von dem einen, Fig. 62—65 von dem zweiten Exemplare. Die Figuren 53—56 geben die Blätter eines und desselben Sprosses in der durch die Reihenfolge der Zahlen angedeuteten Altersfolge, und ebenso gehören die Figuren 60 und 61, 62 und 64, sowie 63 und 65 jedesmal gleichen Zweigen an. — Natürl. Grösse.

Fig. 66. Blattbasis von Oleandra hirtella Miq. in natürl. Grösse, zu den Figuren 67—69 auf Tafel XVII gehörend.

Tafel XVII.

Fig. 67—69. Blattbasen von Oleandra hirtella Miq. in natürl. Grösse.

Fig. 70—74. Blattbasen von Oleandra zeylanica Kl. in natürl. Grösse.

Fig. 75—78. Blattformen von Davallia heterophylla Sm. in natürl. Grösse. Siehe den Text pag. 205.

Tafel XVIII.

Fig. 1. Davallia Graeffei Lssn. in natürl. Grösse.

Fig. 2. Fiederchen des fertilen und

Fig. 3. Fiederchen des sterilen Blattes stärker vergrössert.

Tafel XIX.

Fig. 1. Dennstaedtia Godeffroyi Lssn. Obere Hälfte des Blattes in natürl. Grösse.

Fig. 2. Fiederfragment, etwas vergrössert, von der Unterseite.

Fig. 3. Ein solches von oben gesehen.

Index.

Acrophorus adiantoides Moore 224, cuneifolius Moore 224, repens Moore 231, tenuifolius Moore 232.

Acrostichum L. 64.

aemulum Klf. 64, affine Mart. et Gal. 65, alatum Fée 65, angulatum Bl. 65, angustatum Schrad. 64, aphlebium Kze. 65, appendiculatum Willd. 119, aureum L. 66, Blumeanum Hook. 74, cayennense Pr. 67, commutatum Mett. 65, *conforme Sw.* 64, Cumingii Fée 65, dancaefolium Langsd. et Fisch. 67, decurrens Desv. 65, dichotomum L. 254, digitatum L. 256, emarginatum Roxb. 67, Feejeense Hook. 65, formosum Pr. 67, fraxinifolium R. Br. 67, Gayanum Fée 64, glandulosum Carm. 64, Gorgoneum Klf. 65, heterophyllum Raddi 136, impressum Fée 65, inaequale Willd. 67, javense Willd. 119, juglandifolium Klf. 67, latifolium Sw. 65, laurifolium Hook. 74, laurifolium P. Thouars 64, Lepervanchii Bory 65, lineare Thunbg. 73, lonchophorum Kze. 68, marginatum Schkuhr 67, marginatum Wall. 65, obliquum Bl. 67, oblongum Desv. 64, obtusifolium Willd. 65, ophioglossoides Goldm. 65, polyphyllum Hook. 69, proliferum Bl. 68, punctatum L. 107, Quoyanum Gaud. 68, 69, repandum Bl. 68, rigens Pr. 67, *samoënse Bak.* 66, scalpturatum Pr. 67, scandens Hook. 73, sorbifolium L. 71, speciosum Willd. 67, spectabile Zoll. 67, spicatum L. 99, subrepandum Hook. 69, tenue Retz. 118, trifoliatum Houtt. 123, unitum Bory 65, Urvillei Pr. 67, vagans Mett. 65, Wightianum Pr. 67, Zollingeri Kze. 69.

Actinostachys digitata Wall. 256.

Adenophorus bipinnatus Gaud. 102, tamarisci Hk. et Grev. 102, tripinnatifidus Gaud. 102.

Adiantum L. 115.

affine Hook. 115, arcuatum Sw. 116, chinense Burm. 224, Chusanum L. 225, cicutaefolium Lam. 118, clavatum Forst. 225, cuneatum Forst. 225, deflectens Mart. 116, dentieulatum Burm. 215, *diaphanum Bl.* 115, dissimile Schrad. 117, dolabriforme Hook. 117, erectum Kze. 115, filicaule Kze. 115, flabellulatum Wall. 116, *fulvum Raoul* 117, hirtum Fée 116, *hispidulum Sw.* 115, lanceolatum Poir. 226, lobulatum Kze. 116, *lunulatum Burm.* 116, lunulatum Houtt. 198, Meyeranium Zoll. 116, nervosum Sw. 116, palmatum Schum. 120, pedatum Forst. 115, persimile Pr. 116, plicatum Kaulf. 116, pubescens Schkuhr 115, Ripidium

Kze. 117, scabrum Wall. 116, semicirculare Hochst. 116, setulosum J. Sm. 115, striatum Sieb. 116, sublobatum Schum. 200, tenuifolium Poir. 225, tenuifolium Sw. 117, varians Poir. 118.

Allantodia aspidioides Bl. 167.

Allosorus esculentus Pr. 128.

Alsophila R. Br. 234.

decurrens Hook. 234, excelsa R. Br. 235, *lunulata R. Br.* 235, *Samoensis Brack.* 234, *truncata Brack.* 234.

Amphoradenium australe Desv. 102, Gaudichaudii Desv. 102.

Anapausia Zollingeri Pr. 69.

Angiopteris Hoffm. 257.

erecta Hoffm. 257.

Anisogonium esculentum Pr. 170, serampurense Pr. 170, sylvaticum Pr. 165.

Antrophyum Kaulf. 95.

alatum Brack. 96, angustatum Brack. 98, Brookei Hook. 98, *callaefolium Bl.* 96, Cumingii Fée 96, Cumingii Moore 98, falcatum Bl. 96, lanceolatum Bl. 105, Lessoni Bory 98, marginale Bl. 96, nanum Fée 96, obtusum J. Sm. 96, *plantagineum Kaulf.* 97, *plantag. var. angustata Hook. et Bak.* 98, reticulatum Bl. 96, *reticulatum Kaulf.* 98, reticulatum var. callaefolium Moore 96, reticul. var. falcatum Moore 96, semicostatum Bl. 96, semicostatum Fée 96, semicostatum var. subfalcata Kuhn 98, *subfalcatum Brack.* 98.

Arachniodes aspidioides Bl. 175.

Arthropteris albo-punctata J. Sm. 174.

Aspidium Sw. 172.

abortivum Bl. 192, abruptum Bl. 192, *aculeatum Doll* 173, *aculeatum var. samoënsis Lssn.* 174, acuminatum Willd. 201, acutum Sw. 201, Adenopteris Mett. 188, adiantoides Bl. 224, alatum Brack. 179, *albo-punctatum Bory* 174, amboinense Willd. 186, appendiculatum Bl. 175, appendiculatum Wall. 185, apiifolium Schkuhr 178, *arborescens Lssn.* 176, aridum Don 180, *aristatum Sw.* 175, articulatum Sieb. 204, attenuatum Sw. 179, auriculatum Wall. 199, bantamense Bl. 196, Bergianum Mett. 187, biserratum Sw. 201, biseratum *β* subhirsutum Hook. et Arn. 202, braehyotus Bl. 189, *Brackenridgii Mett.* 176, 182, *calcaratum Bl.* 176, Boutonianum Hook. 174, calcigenum Fée 171, callosum Bl. 180, canescens Wall. 180, 185, carvifolium Kze. 175, caudiculatum Sieb. 192, *cicutarium Sw.* 177, cicutarium var. apiifolium Hook. 178, ciliatum Wall. 177, coniifolium Wall. 175, conjugatum Bl. 183, cordifolium Sw. 198, cucullatum Bl. 180, cultratum Pr. 198, Cunninghami Kze. 188, curvifolium Kze. 175, *davallioides Kuhn* 178, *decompositum Spr.* 178, decompositum var. glabellum Hook. fil. 178, *decurrens Pr.* 179, decurtatum Kze. 192, deversum Kze. 185, devexum Kze. 184, dicksoniaefolium A. Rich. 218, difforme Bl. 172, discoideum Hornem. 185, *dissectum Mett.* 179, diversilobum Mett. 186, edule Spr. 199, exaltatum Benth. 199, exaltatum Wall. 202, fissum Hort. 186, formosissimum Goldm. 175, Forsteri Kze. 182, *funestum Kze.* 181, fuscipes Wall. 183,

gibbosum Willd. 201, glandulliferum Mett. 188, grande J. Sm. 186, grandifolium Pr. 186, *Harveyi Mett.* 184, heterodon Bl. 189, heteromeron Kze. 182, hirsutulum Sw. 202, hirsutum Kze. 188, imbricatum Klf. 199, *inaequilaterale Lssn.* 184, intermedium J. Sm. 184, irregulare Brack. 182, Javanicum Mett. 189, *latifolium J. Sm.* 182, *latifol. var. coriacea Lssn.* 182, leucosticton Kze. 174, *Leuzeanum Kze.* 182, *lineatum Bl.* 275, lobatum Sw. 174, lobulatum Bl. 179, lomatopus Kze. 197, macrophyllum Bl. 187, mascarenense Klf. 192, melanocaulon Bl. 182, *membranifolium Kze.* 183, micranthum Bl. 197, micranthum Kaulf. 178, microcarpum Bl. 107, microsorum Kaulf. 178, microsorum Pr. 182, *Milnei Lssn* 184, *molle Sw.* 184, multilineatum Mett. 180, neriiforme Sw. 196, nigripes Hort. 182, nitidulum Kze. 188, nymphale Forst. 185, obliteratum Spr. 200, *pachyphyllum Kze.* 186, palmipes Kze. 175, Palisotii Desv. 200, paludosum Hort. 194, paraënse Willd. 201, parasiticum Sw. 185, patens Bl. 186, *patens Sw.* 187, pectinatum Willd. 199, pendulum Raddi 199, pendulum Splitg. 197, *pennigerum Sw.* 188, pentangularum Col. 193, phyllarthron Kze. 197, pilosum Langsd. et Fisch. 202, pistillare Sw. 196, platynotus Kze. 179, *polycarpon Bl.* 189, polytrichum Schrad. 186, polymorphum Wall. 276, propinquum Hort. 185, protensum Afzel. 181, *pteroides Mett.* 189, pteropus Kze. 179, pulchellum Bl. 175, pulchrum Desv. 185, punctulatum Sw. 201, ramosum P. Beauv. 200, Reinwardtianum Kze. 177, repandum Bl. 173, repandum J. Sm. 186, *repandum Willd.* 276, repens Willd. 200, rhomboideum Wall. 188, 192, *Richardi Hook.* 189, rivale Mett. 192, *rubiginosum Lssn.* 190, 193, Salaccense Bl. 196, sanctum Horl. 186, Schkuhrii Bl. 202, sclerophyllum Eat. 186, *setigerum Kuhn* 190, siifolium Bl. 187, sophoroides Sw. 179, sorbifolium Willd. 69, 70, splendens Willd. 201, sporadosorum Kze. 175, squamatum Willd. 198, *squamigerum Lssn.* 191, squamosum Poir. 198, stimulosum Kaulf. 191, subelongatum Bl. 175, sublanosum Wall. 199, *subtriphyllum Hook.* 191, tenuifolium Lssn. 190, tomentosum Willd. 202, trapezoides Schkuhr 199, tripinnatum Goldm. 175, truncatulum Sw. 198, *truncatum Gaud.* 192, tuberosum Bory 198, uliginosum Kze. 190, umbilicatum Desv. 174, undulatum Afzel. 199, unitum Sieb. 179, *velutinum A. Rich.* 192, venulosum Wall. 180, violascens Lk. 185, viridans Mett. 183.

Asplenium L. 145.

abscissum Klf. 157, acuminatum Willd. 157, affine Sw. 158, ambiguum Ilk. et Arn. 167, ambiguum Schkuhr 166, ambiguum Sw. 170, *amboinense Willd.* 148, 149, *amboinense var. Feejeense Lssn.* 149, angustatum Bl. 158, angustatum Reinw. 159, *arborescens Mett.* 167, Arnottii Bak. 167, aureum Bl. 156, australasicum Hook. 146, Belangeri Kze. 153, bipinnatifidum Hook. et Bak. 161, bipinnatum Brack. 164, bipinnatum Roxb. 170, Blumei Bergsma 166, brachycarpum Kuhn 219, brachypteron Kze. 161, brachyopterum Moore 161, *Brackenridgii Bak.* 165, *brevisorum Wall.* 275, *bulbiferum Forst.* 160, 164, caespitosum Bl. 152, canaliculatum Bl. 155, caudatum Cav. 153, *caudatum Forst.* 156, coria-

ceum Roxb. 155, crassum P. Thouars 156, crenatum Desv. 158, cristatum Brack. 159, cristatum Wall. 157, cultratum Gaud. 154, *cuneatum Lam.* 158, *cuneatum var. laserpitiifolia Lssn.* 158, dareoides Mor. 158, decorum Kze. 153, decussatum Sw. 168, decussatum Wall. 166, dicholomum Hook. 161, Diellii A. Gray 159, diplazioides Bory 167, diplazioides Hook. et Arn. 167, dissectum Gmel. 158, dissectum Sm. 161, distans Brack. 150. Doreyi Kze. 153, *Dregeanum Kze.* 161, *Dregeanum var. bipinnatifida Lssn.* 161, ebenum Kuhn 167, elongatum Sw. 153, *emarginatum Beauv.* 151, emarginato-dentatum Zenk. 157, eroso-dentatum Bl. 157, erythrocaulon Bl. 157, *esculentum Pr.* 170, excisum Pr. 157, *falcatum Lam.* 154, *falcatum var. incisa Lssn.* 155, Feejeense Brack. 149, ficifolium Goldm. 146, firmum Fée 154, Forsterianum Col. 154, fraternum Pr. 157, fraxinifolium Zipp. 152, frondosum Wall. 167, fruticosum Arrab. 198, gibberosum Mett. 219, gracile Fée 158, *Graeffei Lssn.* 168, Grevillei Hk. 147, heterodon Bl. 155, heterodon Kze. 151, hirtum Kll. 154, horridum Klf. 156, *induratum Hook.* 153, insigne Bl. 160, intermedium Klf. 154, *japonicum Thbg.* 166, Kaulfussii Pr. 154, laserpitiifolium Lam. 158, lineatum Wawra 152, longipes Fée 152, *lucidum Forst.* 275, macrophyllum Sw. 154, malabaricum Mett. 170, martinicense Willd. 158, megalophyllum Desv. 155, melanocaulon Bak. 169, Mertensianum Kze. 163, Moritzii Mett. 170, *multifidum Brack.* 163, *multilineatum Hook.* 150, multisectum Bl. 156, musaefolium Hook. 146, mutilum Mett. 165, Neeanum Kze. 155, *Nidus L.* 146, nigro-paleaceum Bak. 167, *nitidum Sw.* 160, obscurum Bl. 157, obtusatum Forst. var. lucida Hk. et Bak. 275, obtusilobum Desv. 158, obtusilobum Hook. 161, *oligophyllum Klf.* 152, Ottonis Hk. 165, oxyphyllum J. Sm. 155, pachyphyllum Kze. 147, patens Klf. 159, pellucidum Lam. 154, philippinense Willd. 159, Phyllitidis Don 146, plantagineum Lam. 105, platyphyllum J. Sm. 155, polymorphum Wall. 166, polyodon. Forst. 154, *polypodioides Mett.* 166, polystichoides Bl. 160, porphyrocaulon Bl. 157, *Powellii Bak.* 164, praelongum Fée 165, procerum Bernh. 138, productum Pr. 153, *proliferum Lam.* 168, *proliferum var. bipinnata Moore* 169, pteropus Bory 153, pubescens Mett. 170, pulchellum Wall. 160, remotum Moore 150, *resectum J. Sm.* 157, *rhizophyllum Kze.* 161, riparium Brack. 159, robustum Bl. 159, *rutaefolium Mett.* 275, rutaefolium *β* furcatum Moore 161, *scandens J. Sm.* 162, Schkuhrii Mett. 166, serraeforme Mett. 157, Shuttleworthianum Kze. 163, simile Bl. 155, Simonsianum Hook. 147, simplex Bl. 148, simplex Mett. 146, spathulinum J. Sm. 160, spinulosum Mett. 169, splendens Kze. 158, splendens Zipp. 155, subdecurrens Miers 152, sumatranum Hook. 152, Swartzii Mett. 169, *sylvaticum Pr.* 164, taeniosum Kze. 148, 149, Tavoyanum Wall. 155, *tenerum Forst.* 152, *tenerum var. acuminata Mett., lobata Lssn. et laciniata Mett.* 153, terminans Kze. 153, trapeziforme Wall. 157, truncatilobum Fée 156, truncatum Bl. 156, umbrosum Mett. 170, urophyllum Wall. 155, Veitchianum Moore 153, *Vitiense Bak.* 171, *vulcanicum Bl.* 151, zamiaefolium Pr. 154.

Balantium Berteroanum Kze. 232.

Belvisia spicata Mirbel 99.

Bernhardia Capensis C. Müll. 272, dichotoma Willd. 272, Mascarenica C. Müll. 272, pedunculata Desv. 272.

Blechnopsis adnata Pr. 134, cartilaginea Pr. 132, Cumingiana Pr. 134, elongata Pr. 134, imbricata Pr. 134, javanica Pr. 134, nitida Pr. 132, orientalis Pr. 133, pectinata Pr. 134, pyrophylla Pr. 134, salicifolia Pr. 134, stenophylla Pr. 134.

Blechnum L. 132.

adnatum Reinw. 134, agrostifolium Goldm. 134, ambiguum Klf. 139, 141, asperum Sturm 136, attenuatum Mett. 136, capense Schldl. 138, *cartilagineum Sw.* 132, *cartilagineum var. nitida, contracta, villata* 132 *et woodwardioides* 133, chilense Mett. 139, Cumingianum Ettingsh. 134, *elongatum Kuhn* 134, elongatum Gaud. 132, elongatum Pr. 134, filiforme Ettingsh. 142, giganteum Schldl. 135, Gilliesii Mett. 138, heterophyllum Schldl. 136, imbricatum Bl. 134, javanicum Bl. 134, laevigatum Cav. 139, 141, *lanceolatum Sturm* 136, latifolium Pr. 134, L'Herminieri Mett. 136, lomarioides Gaud. 134, macrophyllum Goldm. 134, nitidum Pr. 132, obtusatum Mett. 136, onocleoides Sw. 135, *orientale L.* 133, ornifolium Ettingsh. 139, pectinatum Pr. 134, *polypodioides Kuhn* 135, *procerum Sw.* 138, pyrophyllum Bl. 134, *replans Lssn.* 142, salicifolium Klf. 134, stenophyllum Mett. 139, vestitum Kuhn 139, vittatum Brack. 132, *vulcanicum Kuhn* 137, *vulcanicum var. lobata et gigantea Lssn.* 137.

Buchozia furtiflora Commers. 272.

Callipteris accedens J. Sm. 169, ambigua Moore 170, arborescens Bory 167, esculenta J. Sm. 170, heterophylla Moore 258, malabarica J. Sm. 170, prolifera Bory 168, 169, repanda Pr. 169, serampurense Fée 170, spinulosa J. Sm. 169, Swartzii Pr. 169, sylvatica Bory 165, Wallichii J. Sm. 170.

Calymmodon cucullatus Pr. 102, hirtus Brack. 102.

Campium repandum Pr. 68.

Campteria biaurita Hook. 124, Kleiniana Pr. 124, Rottleriana Pr. 124.

Candollea heterophylla Mirbel 104, spissa Mirbel 104.

Cardiochlaena alata Fée 179, laevis Fée 186, sinuosa Fée 186, subpinnatifida Fée 182.

Cassebeera tenuifolia J. Sm. 117.

Catenularia spongiosa Zipp. 100.

Cephalomanes alatum Pr. 242, Australicum V. d. B. 242, Boryanum V. d. B. 242, Javanicum Pr. 242, Wilkesii V. d. B. 242.

Cheilanthes Sw. 117.

alpina Bl. 172, ambigua Rich. 171, arborescens Sw. 171, ciliata Willd. 118, Cumingii Bory 118, densa Fée 119, dicksonioides Endl. 171, dissecta Hk. et Arn. 171, hirsuta Mett. 118, hispidula Kze. 118, javanica Kze. 119, Kirkii Hook. 120, Kleinhofi Bl. 119, micrantha Wall. 118, moluccana Bl. 118, nudiuscula Moore 118, pallida Bl. 172, pellucida Col. 171, Preissiana Kze. 118, resinifera Bl. 172, rudis Kze. 172, rufa

Willd. 118, rupestris Wall. 118, semiglabra Fee 118, setigera Bl. 190, Sieberi Kze. 118, stenophylla Kze. 194, *tenuifolia Sw.* 117.

Cheiloplecton Blumeanum Fée 74.

Chrysopteris longipes Lk. 109, peltidea Lk. 109, Phymatodes Lk. 108, terminalis Lk. 109.

Chrysodium Fée 66.

aureum Mett. 66, cayennense Fée 67, *cuspidatum Kuhn* 68, daneaefolium Fée 67, fraxinifolium Fée 67, hirsutum Fée 67, inaequale Fée 67, *palustre Lssn.* 73, *polyphyllum Lssn.* 69, Quoyanum Ettingsh. 68, repandum Mett. 68, scalpturatum Fée 67, *sorbifolium Lssn.* 71, *sorbifol. var. oleandrifolia Lssn.* 73, speciosum Fée 67, Urvillei Fée 67, vulgare Fée 67, *Zollingeri Kuhn* 69.

Cincinalis ciliata Desv. 118, hirsuta Desv. 118, javensis Desv. 119.

Clementea palmiformis Cav. 258.

Coniogramme javanica Fée 114, Serra Fée 114, serrulata Fée 114.

Craspedaria cuspidiflora Fée 105, Javanensis Fée 105, pertusa Lk. 104.

Crepidomanes humile V. d. B. 240.

Cryptosorus Seemanni J. Sm. 101.

Ctenopteris platynotus Kze. 209.

Cyathea Sm. 236.

affinis Brack. 236, extensa Hook. 234, leucolepis Mett. 236, medullaris Sw. 237, *propinqua Mett.* 236.

Cyclophorus adnascens Desv. 104, glaber Desv. 104, heterophyllus Desv. 104, spissus Desv. 104, varius Gaud. 104.

Cyrtogonium laciniatum J. Sm. 68, palustre Brack. 68, repandum J. Sm. 68, sinuosum J. Sm. 68.

Cystopteris aspidioides Pr. 218.

Darea appendiculata Bl. 153, Belangeri Bory 153, coarctata Boj. 161, furcata Bl. 153, scandens Fée 162, tenera Spr. 152.

Davallia Sm. 204.

adiantifolia Hook. 224, *alata Bl.* 209, *alpina Bl.* 207, angustata Wall. 204, angustifolia Roxb. 204, Berteriana Colla 232, bidentata Schkuhr 215, Blumeana Hook. 232, botrychioides Hook. et Bak. 208, campylura Kze. 217, caudata Cav. 213, chaerophylloides Kze. 214, chinensis Sm. 224, Chusana Willd. 225, coniifolia Wall. 215, *contigua Sw.* 209, cuneifolia Hook. 224, cuneiformis Sw. 225, Denhami Hook. 217, *denticulata Mett.* 215, *denticul. var. elata et intermedia Mett.* 215, didyma Hedw. 225, digitata Klf. 232, divergens Kze. 219, dubia R. Br. 233, elata Sw. 215, elegans Sw. 215, Emersoni Hook. et Gr. 209, *ferulacea Moore* 208, ferruginea Cav. 225, Fijiensis Hook. 214, flaccida R. Br. 218, *foeniculacea Hook.* 220, *Gaimardiana Pr.* 206, *gibberosa Sw.* 219, glaucescens Hedw. 219, *Graeffei Lssn.* 211, 276, *heterophylla Sm.* 204, *heteroph. var. angustata Lssn.* 204, inaequalis γ minor Hook. 217, intermarginalis Bl. 206, Jamaicensis Hook. 219, japonica Kze. 216, Khasyana Hook. 216, Kunzeana Hk. 227, Lapeyrousii Hook. 227, leptocarpa Mett. 276, Lindleyi Hook. 214, lobata Desv. 227, lobulosa Wall. 204, Madagascariensis

Kze. 218, magellanica Desv. 213, manilensis Hook. 218, microcarpa Sm. 224, mollis Kze. 218, *moluccana Bl.* 217, *Moorei Hook.* 276, multiflora Roxb. 206, nitidula Kze. 215, ornata Wall. 214, parallela Wall. 206, patens Sw. 215, pectinata Meyen 219, pectinata Sm. 206, *pentaphylla Bl.* 210, pilosula Wall. 219, pinnata Mett. 210, pinnatifida Sw. 204, polypodioides Don 218, polysperma Steud. 225, Preslii Hook. 209, procera Hedw. 214, proxima *β* remota Bl. 217, puberula Wall. 219, pulchella Hook. 224, pulchella Hook. et Bak. 230, pycnocarpa Brack. 210, pyramidata Wall. 219, pyxidata Klf. 213, remota Klf. 225, rhomboidea Wall. 219, Roxburghii Wall. 219, rufa Zenk. 225, serraeformis Wall. 209, serrata Brack. 208, serrata *β* major Mett. 208, *sessilifolia Bl.* 206, *solida Sw.* 213, *Speluncae Bak.* 218, splendens Bl. 213, *strigosa Sw.* 216, subvolubilis Kze. 218, Tahitensis Brack. 214, tenuifolia Sw. 225, trichomanoides Hook. 208, trichosticha Hook. 218, triphylla Hook. 210, triquetra Bak. 232, venusta Schkuhr 225, virens Wall. 219.

Dennstaedtia Bernh. 221.

flaccida Bernh. 221, *Godeffroyi Lssn.* 222, *Samoënsis Moore* 222.

Dicksonia L'Herit. 232.

aspidioides Willd. 218, *Berteroana Hook.* 232, Brackenridgii Mett. 232, *dubia Gaud.* 233, fallax Klf. 233, flaccida Hk. et Arn. 218, flaccida Sw. 221, japonica Sw. 216, Madagascariensis Kze. 218, multifida Pr. 218, polypodioides Sw. 218, *straminea Labill.* 233, strigosa Thbg. 216, subvolubilis Kze. 218, thyrsopteroides Mett. 232, Torreyana Brack. 233.

Diclidopteris augustissima Brack. 75.

Dicranopteris dichotoma Bernh. 250.

Dictymia attenuata Sm. 106.

Dictyogramme pinnata Moore 113.

Dictyopteris attenuata Pr. 106, difformis Moore 172, irregularis Pr. 172, macrodonta Pr. 172.

Didymochlaena Desv. 197.

dimidiata Kze. 198, *lunulata Desv.* 197, polycarpa Bak. 189, sinuosa Desv. 197, truncatula J. Sm. 198.

Didymoglossum decipiens Desv. 241, Filicula Desv. 241, humile Pr. 240, longisetum Pr. 243, minutulum Pr. 241, undulatum Pr. 241.

Digrammaria ambigua Hook. 170, esculenta Fée 170, robusta Fée 169.

Diplazium accedens Bl. 169, arborescens Boj. 169, arborescens Sw. 167, Arnottii Brack. 167, asperum Bl. 167, Brackenridgii Moore 168, bulbiferum Boj. 169, bulbiferum Brack. 165, congruum Brack. 166, decussatum Moore 166, ebenum J. Sm. 167, esculentum Sw. 170, extensum J. Sm. 165, falcatum Brack. 168, falcatum Don 114, fraxineum Don 114, frondosum J. Sm. 167, giganteum Carm. 169, harpeodes Moore 168, heterophyllum Bl. 258, Hilsenbergianum Pr. 165, hirtipes Bl. 170, horridum Kze. 169, incisum Schum. 169, malabaricum Spr. 170, malaccense Pr. 166, marginatum Bl. 167, melanocaulon Brack. 168, mutilum Kze. 165, nigro-paleaceum Kze. 167, Ottonis Kl. 167, patens Pr. 159, petiolare Pr. 166, polypodioides Bl. 166, proliferoides Bory 169,

proliferum Thouars 168, pubescens Lk. 170, pulcherrimum Raddi 198, repandum Bl. 169, Schkuhrii J. Sm. 166, serampurense Spr. 170, serratum Schum. 169, serrulatum Desv. 167, speciosum Brack. 168, striatum Desv. 169, Swartzii Bl. 169, sylvaticum Sw. 165, umbrosum Mor. 170, undulosum Sieb. 169.

Dipteris conjugata Reinw. 108.

Doodya aspera R. Br. 143, caudata R. Br. 143, connexa Kze. 143, Kunthiana Gaud. 143, media R. Br. 142.

Doryopteris geraniifolia Kl. 119.

Drymoglossum acrostichoides Moore 65.

Drynaria acuminata Brack. 105, 111, alata Brack. 111, brancaefolia Moore 112, Browniana Fée 106, coadunata Brack. 172, cuspidiflora J. Sm. 105, diversifolia J. Sm. 112, Gaudichaudii Bory 112, glaucistipes Wall. 112, grossa Fée 109, Horsfieldii J. Sm. 108, irioides J. Sm. 107, latifolia Brack. 182, morbillosa J. Sm. 112, obtusata Brack. 107, Phymatodes Fée 108, pinnata Fée 112, pulverulenta Brack. 107, quercifolia J. Sm. 111, rubida J. Sm. 110, vulgaris J. Sm. 108.

Elaphoglossum aemulum Brack. 64, affine Moore 65, alatum Moore 65, conforme Schott 64, decurrens Moore 65, Fecjeense Brack. 65, latifolium J. Sm. 65, laurifolium Moore 64, Lepervanchii Moore 65, obtusifolium J. Sm. 65, samoënse Brack. 66.

Equisetum L. 267.

aquaticum Nor. 267, *debile Roxb.* 267, elongatum var. Mett. 267, hiemale Mett. 267, Huegelii Milde 267, indicum Buching. 267, laxum Bl. 267, nilagiricum Godet 267, pallens Wall. 267, scandens Zipp. 267, Timorianum Vauch. 267, verticillatum Bl. 267, virgatum Bl. 267.

Garsaultia minutiflora Commers. 272.

Gleichenia R. Br. 248.

arachnoides Mett. 248, *dichotoma Hook.* 249, emarginata Mett. 251, excelsa J. Sm. 248, ferruginea Bl. 251, *flagellaris Spr.* 249, gigantea Wall. 248, glauca Hk. 248, Hermanni R. Br. 250, Klotzschii Hk. 250, lanigera Don 250, *longissima Bl.* 248, mucronata Reinw. 250, muricata Spr. 249, *oceanica Kuhn* 252, rigida J. Sm. 250.

Goniophlebium argutum J. Sm. 103, grandidens Moore 103, Javanense Moore 105, pallens Pr. 103, Pleopeltis Fée 103, Reinwardtianum De Vriese 103, serratifolium Brack. 103, subauriculatum Pr. 103.

Goniopteris aspera Pr. 173, asymmetrica Fée 186, costata Brack. 188, glandulifera Brack. 188, longissima Brack. 188, pennigera J. Sm. 188, urophylla Pr. 173.

Gonocormus saxifragoides V. d. B. 239.

Grammitis affinis Wall. 114, blechnoides Grev. 101, caudata Wall. 114, caudiformis Hook. 106, coriacea Klf. 105, cucullata Bl. 102, diversifolia Wall. 106, elongata Bory 105, fasciculata Bl. 100, lanceolata Sw. 105, procera Wall. 114, serrulata Thwait. 114, tenella Klf. 101, vulcanica Bl. 106.

Gymnogramme Desv. 113.

affinis Pr. 114, calomelanos Klf. *β* tartarea Bak. 275, caudata Pr. 114, caudiforme Hook. 106, Féei Hook. 106, *falcata J. Sm.* 114, javanica

Bl. 114, *lanceolata Lssn.* 113, lanceolata Hook. 105, pilosa Brack. 114, *pinnata Hook.* 113, procera Moore 114, serrulata Bl. 114, *subtrifoliata Hook.* 114, *tartarea Desv.* 113, 275.

Gymnopteris spicata Pr. 99, subrepanda J. Sm. 69, subsimplex Fée 69.

Gymnotheca cicutaefolia Pr. 263.

Haplopteris scolopendrina Pr. 95.

Hemionitis callaefolia Pr. 96, elongata Brack. 113, falcata De Vriese 96, falcata Hamilt. 114, lanceolata Hook. 113, Lessoni Pr. 98, plantaginea Cav. 98, Reinwardtiana Pr. 98, reticulata Forst. 98.

Hemitelia laciniata Spr. 183.

Heteroneuron argutum Fée 69, cuspidatum Pr. 68, lonchophorum Fée 68, Quoyanum Fée 68, repandum Fée 68, sinuosum Fée 68.

Hoffmannia aphylla Willd. 272.

Humata alpina Moore 207, angustata J. Sm. 204, botrychioides Brack. 207, chaerophylloides Desv. 215, contigua Desv. 210, elata Desv. 216, elegans Desv. 215, Gaimardiana J. Sm. 206, heterophylla J. Sm. 204, ophioglossa Cav. 204, parallela Brack. 206, pectinata J. Sm. 206, pinnata Desv. 210, pinnatifida Cav. 204, polypodioides Brack. 206, sessilifolia Mett. 206, solida Desv. 213.

Hyalolepis ophioglossoides Kze. 99.

Hydroglossum polycarpum Willd. 252, scandens Pr. 252.

Hymenolepis mucronata Fée 99, ophioglossoides Klf. 99, revoluta Bl. 99, spicata Pr. 99.

Hymenophyllum Sm. 245.

affine Brack. 247, alatum Schkuhr 241, alatum Willd. 247, antarcticum Pr. 247, asperulum Kze. 247, Blumeanum Mor. 241, cupressiforme Labill. 247, *demissum Sw.* 245, densum Wall. 241, *dilatatum Sw.* 245, Dregeanum Pr. 247, *Feejeense Brack.* 246, Filicula Bory 241, formosum Brack. 246, Junghuhnii V. d. B. 246, *Neesii Hook.* 246, polyanthos Hook. 244, *polyanthos Sw.* 246, ramosissimum Don 225, revolutum Col. 247, sororium V. d. B. 246, *Tunbridgense Sm.* 246.

Hypolepis Bernh. 171.

alpina Hook. 172, Boryana Pr. 172, dicksonioides Hook. 171, dissecta Brack. 171, Endlicheriana Pr. 171, pallida Hook. 172, resinifera Hook. 172, setigera Hook. 172, stenophylla Moore 191, *tenuifolia Bernh.* 171, trichodes Fée 190.

Hypopeltis biserratum Bory 201.

Ipphia polyquetra Nor. 272.

Lastrea albo-punctata Pr. 174, articulata Brack. 174, attenuata Brack. 176, coniifolia Moore 175, conjugata Teysm. et Byn. 191, davallioides Brack. 178, decomposita Sm. 178, falciloba Hook. 177, leucolepis Pr. 191, microchlaena De Vriese 189, microsora Pr. 178, patens Pr. 187, rubiginosa Brack. 190, squamigera Brack. 191, tenericaule Moore 191, tenuifolia Brack. 190, velutina Brack. 191, viscosa J. Sm. 171.

Lepidoneuron biserratum Fée 201, hirsutulum Fée 202, punctulatum Fée 201, trichomanoides Fée 200.

Lepidotis Phlegmaria P. Beauv. 269.
Leptochilus lomarioides Bl. 74, Zollingeri Kze. 69.
Leptocionium asperulum V. d. B. 247, cupressiforme V. d. B. 247, Dregeanum V. d. B. 247.
Leptopteris Fraseri Pr. 257.
Lindsaya Dry. 223.
acutifolia Desv. 223, *adiantoides Kuhn* 224, attenuata Wall. 227, *chinensis Mett.* 224, consanguinea Mett. 227, davallioides Bl. 227, Denhami Mett. 217, *ensifolia Sw.* 226, Griffithiana Hook. 227, intermedia Hook. 228, lanceolata Labill. 226, lanuginosa Wall. 223, *Lapeyrousii Bak.* 227, *lobata Poir.* 227, longipinna Wall. 227, membranacea Kze. 226, Mertensiana Kze. 226, nitens Bl. 228, obtusata Hook. 228, oligoptera Kze. 226, pectinata Reinw. 227, pentaphylla Hk. 226, *Pickeringii Mett.* 230, polycarpa Mett. 217, propinqua Hook. 228, pteroides Desv. 226, pulchella Kze. 224, pulchra var. Mett. 228, recurvata Wall. 227, *repens Kze.* 231, Schizoloma Ettingsh. 226, serpens Wall. 228, *stolonifera Mett.* 231, *tenuifolia Bl.* 232, tenuifolia Mett. 225, tripartita Bl. 228, triquetra Mett. 232, vittata Zolling. 226.
Litobrochia aculeata Pr. 129, aurita Pr. 130, Beecheyana Moore 129, biaurita Fée 124, Brunoniana Pr. 129, comans Pr. 128, divaricata Brack. 131, geraniifolia Moore 119, incisa Pr. 129, intermedia J. Sm. 131, marginata Pr. 131, pallida Pr. 129, Rottleriana Fée 124, sinuata Brack. 130, tripartita Pr. 131, Vespertilionis Pr. 129.
Lomagramme polyphylla Brack. 69, pteroides J. Sm. 74.
Lomaria acuminata Desv. 136, acuminata Pr. 73, alta Hew. 139, ambigua Fée 139, arborescens Kl. et Karst. 139, 141, aspera Kl. 136, attenuata Willd. 135, barbata Kze. 137, brasiliensis Raddi 139, capensis Willd. 138, capensis var. luxurians Kze. 142, chilensis Klf. 138, circinnata Boj. 135, Colensoi Hook. 135, cordata Desv. 138, coriacea Brack. 135, Cumingiana Hook. 135, danaeacea Kze. 139, deflexa Col. 137, decipiens Pappe et Raws. 136, deltoides Col. 137, decrescens Fée 136, doodioides Brack. 136, elongata Bl. 134, filiformis A. Cunn. 142, fragilis Liebm. 136, gigantea Klf. 135, Gilliesii Hook. et Gr. 138, Haenkeana Pr. 74, hamata Klf. 135, heterophylla Col. 134, heterophylla Desv. 136, juglandifolia Pr. 74, lanceolata Spr. 136, latifolia Col. 138, L'Herminieri Bory 136, limonifolia Wall. 74, lineata Willd. 139, longifolia Klf 71, longifolia Schldl. 139, melanocaulon Brack. 135, Meridense Kl. 135, minor Desv. 138, muraria Col. 137, obtusata Lab. 136, onocleoides Spr. 135, ornifolia Pr. 139, pachysorum Kze. 141, Patersoni β elongata Hook. 135, pedunculata Goldm. 258, pilosa Brack. 137, pimpinellifolia Hook. fil. 142, polypodioides Desv. 135, procera Spr. 138, propinqua A. Cunn. 142, pteropus Kze. 136, punctata Bl. 134, pyrophila Bl. 139, Regnelliana Kze. 139, rotundifolia Reinw. 139, Ryani Klf. 139, scabra Klf. 139, 141, scandens Willd. 73, Schiedeana Pr. 139, sorbifolia Desv. 71, spectabilis Liebm. 139, spicata Willd. 99, stenophylla Kl. 139, striata Willd. 139, vestita Bl. 139, villosa Fée 137, vulcanica Bl. 137.

Lomariopsis leptocarpa Fée 71, Novae Caledoniae Mett. 71, oleandrifolia Mett. 73, palustris Kuhn 73, polyphylla Kuhn 69, scandens Mett. 73, sorbifolia Fée 71.
Lonchitis hispidula Zipp. 172, ramosa Plum. 198, tenuifolia Forst. 171.
Loxogramme coriacea Pr. 105, lanceolata Pr. 105.
Loxoscaphe gibberosum Moore 219.

Lycopodium L. 267.

acrostachyum Wall. 268, Arbuscula Hook. et Gr. 273, atro-viride Wall. 272, australe Willd. 270, bryifolium Vent. 268, calostachyon Gr. et Hook. 273, canaliculatum Sw. 274, capillaceum Willd. 268, *carinatum Desv.* 268, *cernuum L.* 267, ciliare Gr. et Hk. 273, ciliare Retz. 273, convolutum Desv. 268, curvatum Bl. 268, cuspidatum Hook. 272, D'Urvillaei Rich. 271, elegans Wall. 274, Flagellaria Bory 268, Forsteri Poir. 270, laxum Pr. 268, marianum Willd. 268, Menziesii Gr. et Hook. 273, mirabile Willd. 269, myrtifolium Forst. 270, nanum Desv. 273, nudum L. 272, *nummularifolium Bl.* 269, *Phlegmaria L.* 269, *Phlegmaria var. Feejeensis Lssn.* 270, phyllocarpum Hook. 270, proniflorum Lam. 273, rotundifolium Roxb. 269, *squarrosum Forst.* 270, *volubile Forst.* 270, Wallichii Gr. et Hook. 273.

Lygodictyon Forsteri J. Sm. 252, Schkuhrii J. Sm. 252.

Lygodium Sw. 252.

polycarpum Willd. 252, *reticulatum Schkuhr* 252.

Marattia Sm. 260.

arguta Mett. 261, attenuata J. Sm. 261, Ascensionis J. Sm. 261, calliodous De Vriese 261, cicutaefolia Klf. 263, cuneiformis De Vriese 260, Dregeana Pr. 261, elegans Endl. 261, *fraxinea Sm.* 260, indica Reinw. 260, macrophylla De Vriese 260, Natalensis Pr. 261, oppositifolia Sm. 260, pellucida Pr. 261, purpurascens De Vriese 261, 262, salicifolia Schrad. 260, salicina Sm. 261, sambucina Bl. 261, sorbifolia Sw. 260, Smithii Kuhn 261, sylvatica Bl. 261, Ternatea De Vriese 260.

Meniscium cuspidatum Bl. 173.
Mertensia crassifolia Pr. 250, Cumingiana Pr. 250, dichotoma Willd. 250, diseolor Schrad. 250, emarginata Brack. 251, excelsa Pr. 248, flagellaris Bory 249, flexuosa Mart. 250, gigantea Pr. 248, glabra Brack. 248, glauca J. Sm. 248, glaucescens Hook. et Arn. 250, Hermanni Poir. 250, longissima Kze. 248, muricata Klf. 249, obtusata Desv. 250, pteridifolia Pr. 250, pumila Mart. 251, revoluta Kl. 250, Sieberi Pr. 250.
Mesochlaena asplenioides J. Sm. 189, javanica R. Br. 189, moluccana R. Br. 189.
Mesosorus dichotomus Hassk. 250, excelsus Hassk. 248, giganteus β glaucus Hassk. 248, longissimus Hassk. 248.
Microgonium bimarginatum V. d. B. 238, omphalodes Vieill. 237.
Microlepia alata J. Sm. 217, aspidioides Pr. 218, chinensis Mett. 225, cristata J. Sm. 216, exserta Mett. 219, Jamaicensis Féc 219, japonica Pr. 216, Khasyana Pr. 216, Madagascariensis Moore 218, manilensis Pr. 218, mollis Moore 218, papillosa Brack. 217, polypodioides Pr. 218, rhomboidea Wall. 219, Senegalensis Mett. 218, Speluncae Moore 218, strigosa Pr. 216, tenuifolia Mett. 225, tenuis Brack. 217, triehosticha J. Sm. 218.

Micropodium Mett. 145.

Microsorium irioides Fée 107, irregulare Lk. 107, sessile Fée 107.

Microstegia ambigua Pr. 170, esculenta Pr. 170, marginata Pr. 167, pubescens Pr. 170, sylvatica Pr. 165.

Monochlaena sinuosa Gaud. 198.

Monogramme Junghuhnii Hook. 75, linearis Bl. 75.

Neottopteris australasica J. Sm. 146, elliptica Fée 146, Mauritiana Fée 146, musaefolia J. Sm. 146, Nidus J. Sm. 146, orientalis Fée 147, pachyphylla Fée 147, Phyllitidis J. Sm. 147, rigida Fée 146, stenocarpa Fée 146, taeniosa Fée 148, vulgaris J. Sm. 146.

Neprodium abruptum Hook. 192, acuminatum Desv. 201, acutum Desv. 201, albo-punctatum Desv. 174, amboinense Pr. 186, apiifolium Hook. et Arn. 178, appendiculatum Pr. 185, arborescens Bak. 176, aridum J. Sm. 180, aristatum Pr. 175, biserratum Pr. 201, calcaratum Hook. 177, canescens Pr. 185, caudiculatum Pr. 192, cicutarium Hk. et Bak. 178, cucullatum Bak. 180, cuspidatum Pr. 68, davallioides Bak. 178, decompositum R. Br. 178, decompositum var. macrophyllum Hook. 178, decurrens Bak. 179, decurtatum Fée 192, delicatulum Decaisne 199, dissectum Desv. 179, diversilobum Pr. 186, falcilobum Hook. 177, Fijiense Hook. 190, funestum Hook. 181, Gaimardianum Gaud. 206, gibbosum Gaud. 201, Haenkeanum Pr. 180, Hilsenbergii Pr. 185, hirsutulum Desv. 202, hirsutum J. Sm. 188, Hudsonianum Brack. 192, imbricatum Boj. 199, inaequilaterale Bak. 181, insculptum Desv. 180, irregulare Bak. 182, Javanicum Hook. 189, latifolium Bak. 182, Leuzeanum Hook. 183, lucidum Pr. 214, melanocaulon Bak. 182, membranifolium Pr. 183, microsorum Endl. 178, Milnei Hook. 184, molle R. Br. 185, mucronatum J. Sm. 180, multilineatum Pr. 180, nitidulum Pr. 188, nymphale Pr. 185, obliteratum R. Br. 200, obscurum Bl. 180, pachyphyllum Bak. 186, parasiticum Desv. 185, patens Desv. 177, 187, patens J. Sm. 186, pectinatum Lk. 199, pendulum Gaud. 199, pennigerum Desv. 188, prismaticum Desv. 192, protensum Bak. 181, pteroides J. Sm. 189, regulare Desv. 202, rubiginosum Hook. 190, Schkuhrii Lk. 199, semihastatum Boj. 199, serratum Pr. 180, setigerum Bak. 190, simplicifolium J. Sm 275, Smithianum Pr. 180, sorbifolium Pr. 69, splendens Gaud. 201, squamigerum Hook. et Bak. 181, subbiauritum Hook. 174, subquinquefidum Hook. et Bak. 181, subtriphyllum Bak. 191, tenericaule Hook. 191, tenuifolium Hook. 190, terminans Hk. 189, timorense Desv. 201, transversarium Brack. 188, truncatum Pr. 192, tuberosum Bory 198, unitum Schott 179, variolarium Desv. 174, velutinum Hook. fil. 192, Webbianum Hook. 174.

Nephrolepis Schott. 198.

acuminata Pr. 201, acuta Pr. 201, acutangula Pr. 202, *altescandens Bak.* 203, *bisserata Schott* 200, *cordifolia Pr.* 198, *cordifolia var. tuberosa Bak.* 198, *cordifolia var. pectinata Bak.*, *pendula Bak. et undulata Mett.* 199, exaltata β bisserrata Bak. 201, exaltata γ hirsutula Bak. 202, gibbosa Pr. 201, *hirsutula Pr.* 202, imbricata Pr. 199, obliterata J. Sm. 200,

occidentalis Kze. 199, paraënsis Pr. 201, pectinata Schott 199, pendula J. Sm. 199, pilosa Pr. 202, platyotis Kze. 201, punctulata Pr. 201, *ramosa Moore* 200, repens Brack. 200, rhizodes Kze. 199, splendens Pr. 201, trichomanoides J. Sm. 200, tuberosa Pr. 198, undulata J. Sm. 199, Wallichiana Pr. 202, Zollingeriana De Vriese 201.

Neurocallis lomarioides Pr. 74, polyphylla Moore 69.

Niphobolus adnascens Klf. 104, carnosus Bl. 104, caudatus Klf. 104, Chamissonianus Pr. 104, elongatus Bl. 104, heterophyllus Spr. 104, pertusus Spr. 104, spathulatus Bory 104, spissus Klf. 104, varius Klf. 104.

Notholaena ciliata Desv. 118, densa J. Sm. 119, distans Labill. 118, glabra Brack. 118, hirsuta Desv. 118, hirta Goldm. 119, javense Desv. 119, nudiuscula Desv. 118, pilosa Hook. et Arn. 118, Pumilio R. Br. 118, remota Klf. 118, semiglabra Kze. 118, sulcata Lk. 119.

Odontoloma adiantoides Pr. 224, cuneifolium Pr. 224, pulchellum J. Sm. 224, tenuifolium Pr. 232.

Odontosoria Chinensis J. Sm. 225, tenuifolia J. Sm. 225.

Oleandra Cav. 193.

articulata Pr. 193, Bantamense Kze. 196, Chinense Hance 196, ciliata Kl. 197, hirta Brack. 197, hirtella Miq. 194, 197, lomatopus Kze. 197, micrantha Kze. 197, mollis Pr. 197, musaefolia Kze. 195, *neriiformis Cav.* 195, 196, neriiformis β Salaccensis Bl. 196, nodosa Pr. 195, phyllarthron Kze. 197, pilosa Hook. 197, Salaccensis Kze. 196, Trujulensis Karst. 197, zeylanica Klf. 194.

Olfersia aemula Pr. 64, angulata Pr. 65, angustata Pr. 64, Blumeana Pr. 65, conformis Pr. 64, decurrens Pr. 65, Gorgonea Pr. 65, laurifolia Pr. 64, marginata Pr. 65, scandens Pr. 73, sorbifolia Pr. 71.

Onoclea capensis Sw. 138, lineata Sw. 139, procera Spr. 138, scandens Sw. 73, sorbifolia Sw. 71, spicata Sw. 99, striata Sw. 139.

Ophioderma pendulum Pr. 265.

Ophioglossum L. 264.

cordifolium Roxb. 266, *pendulum L.* 264, reticulatum L. 266, scandens Forst. 252, *vulgatum L.* 265, *vulgatum var. reticulatum Mett.* 266.

Ophiopteris verticillata Reinw. 196.

Orthogramma Gilliesii Pr. 138, laevigata Pr. 139.

Osmunda capensis L. 138, dichotoma Spr. 254, lincata Sw. 139, procera Forst. 138.

Pachypleuria alata Pr. 209, angustata Pr. 204, intermarginalis Pr. 206, parallela Pr. 206, pectinata Pr. 206, sessilifolia Pr. 206.

Parablechnum ambiguum Pr. 139, procerum Pr. 138.

Parestia caudata Pr. 213, elata Pr. 216, elegans Pr. 215.

Pellaea concolor Baker 119, geraniifolia Fée 119, nudiuscula Hk. 118, pedata Fée 119.

Phegopteris Fée 172.

aspera Bl. 191, cuspidata Mett. 173, difformis Mett. 172, *irregularis Mett.* 172, lunulata Fée 235, macrodonta Mett. 172, *multilineata Lssn.* 173, ornata Fée 191, *rubrinervis Mett.* 173, trichodes J. Sm. 190, *urophylla Mett.* 173.

Phymatodes brancaefolia Pr. 112, Billardieri Pr. 275, conjugata Pr. 108, Gaudichaudii Pr. 112, grossa Pr. 109, latifolia Pr. 182, longipes J. Sm. 109, longissima Sm. 110, morbillosa Pr. 112, polycarpa Pr. 107, quercifolia Pr. 111, saccata J. Sm. 110, sessile Pr. 107, sylvatica Pr. 111, vulgaris Pr. 108.

Planantlius squarrosus P. Beauv. 270.

Platyloma geraniifolia Lowe 119.

Plectopteris gracilis Fée 102.

Pleocnemia conjugata Pr. 183, Cumingiana Pr. 183, javanica Pr. 183, Leuzeana Pr. 183.

Pleopeltis accedens Moore 105, Commersoniana Willd. 104, dilatata Bedd. 111, irioides Moore 107, longissima Moore 110, Phymatodes Moore 108, polycarpa Moore 107.

Pleuridium cuspidiflorum J. Sm. 105, vulcanicum J. Sm. 106.

Poecilopteris Quoyana Pr. 68, repanda Pr. 68, sinuosa Pr. 68, subrepanda Pr. 69.

Polybotrya Humb. Bonpl. 74.

Blumeana Mett. 74, *lomarioides Kuhn* 74, pteroides Kuhn 75.

Polypodium L. 100.

accedens Bl. 105, Adenopteris Kze. 188, *adnascens Sw.* 103, *alatum Hook.* 111, alternifolium Bory 110, alternifolium Lk. 108, alte-scandens Colla 203, argutum Wall. 103, aristatum Forst. 175, asperum Pr. 173, asperum Zipp. 191, attenuatum R. Br. 106, auritum P. Beauv. 200, Beckleri Hook. 200, *Billardieri R. Br.* 274, blechnoides Hook. 101, Brackenridgii Hook. 188, brancaefolium Pr. 112, Brownianum Kze. 106, *Brownii Wickstr.* 106, calcaratum Reinw. 177, carnosum Mett. 104, caudatum Mett. 104, caudiforme Bl. 106, caudigerum Wall. 180, confluens Wall. 172, conforme Brack. 100, *conjugatum Klf.* 107, conjugatum Poir. 112, consanguineum Pr. 191, contiguum J. Sm. 210, cordifolium L. 198, coriaceum Mett. 105, costatum Hook. 188, cristatum Houtt. 216, *cucullatum Nees et Bl.* 102, Cumingianum Hook. 172, cuspidiflorum Reinw. 105, decorum Brack. 101, dichotomum Thbg. 250, difforme Hk. et Bak. 172, *dilatatum Wall.* 111, Dipteris Bl. 108, dissectum Forst. 179, diversifolium R. Br. 112, diversifrons Kl. 185, evectum Forst. 258, excavatum Roxb. 110, eximium Kze. 172, externatum Bory 110, fasciculatum Pr. 100, *Feei Mett.* 106, foecundum Hassk. 172, Gaudichaudii Bory 112, glabrum Roxb. 107, granulosum Benth. 173, grossum Langsd. et Fisch. 109, hirsutulum Forst. 202, hirtum Arrab. 185, Hookeri Brack. 100, Horsfieldii R. Br. 108, irioides Poir. 107, irregulare Pr. 172, Kaulfussii Pr. 101, Kippistianum F. Müll. 193, laciniatum Forst. 182, latebrosum Wall. 185, latifolium Forst, 181, Leuzeanum Gaud. 182, *ligulatum Bak.* 101, lineare Burm. 250, lingulatum Sw. 107, longipes Lowe 109, *longissimum Bl.* 110, longissimum Hook. 188, *Loxogramme Mett.* 105, lunulatum Forst. 235, lyciaefolium Bory 105, macrodontum Reinw. 172, Madagascariense Desv. 108, melaneuron Miq. 110, metamorphum Kze. 103, Milnei Hook. 182, molle Jacq. 185, molle Rich. 218, morbillosum Pr. 112, multilineatum Wall. 173, nemorale Brack.

191, nigrescens Bl. 110, nudum Forst. 201, *nutans Bl.* 101, ornatum Wall. 191, pallens Bl. 103, pallidum Brack. 191, palmatum Wall. 108, palustre Burm. 73, parasiticum L. 185, patens Sw. 187, peltideum Lk. 109, pennigerum Forst. 188, pertusum Roxb. 104, *Phymatodes L.* 108, polycarpon Cav. 107, polycephalum Wall. 107, *Powellii Bak.* 109, procurrens Kze. 203, Pseudo-Grammitis Gaud. 101, *punctatum Sw.* 107, *quercifolium L.* 111, quercioides Desv. 112, Reinwardtii Kze. 103, *rigidulum Sw.* 112, rubidum Kze. 110, saccatum Lowe 110, *samoënse Bak.* 102, scabridum Wall. 180, Schkuhrii Bory 112, serracforme J. Sm. 209, sessile Klf. 107, *setigerum Bl.* 100, setigerum Pr. 190, simplicifolium Hook. 275, spathulaefolium Mor. 107, speciosum Bl. 112, Speluncae L. 218, spinosum L. 129, spissum Bory 104, *subauriculatum Bl.* 103, *subauriculatum var. serratifolia Hook.* 103, subspathulatum Brack. 100, sylvaticum Schk. 111, *tamariscinum Klf.* 102, tenericaule Wall. 191, tennicaule Wall. 191, terminale Lk. 109, trichodes Reinw. 190, tripinnatifidum Pr. 102, truncatum Poir. 192, umbilicatum Lam. 174, urophyllum Hk. 173, urophyllum Wall. 173, varium Mett. 104, villosum Wall. 189, vulcanicum Bl. 106.

Polystichum aristatum Pr. 175, biauritum Eat. 175, coniifolium Pr. 175, cuspidatum Pr. 68, molle Gaud. 185, patens Gaud. 187, pennigerum Gaud. 188, pruinosum Miq. 190, truncatum Gaud. 192, unitum Gaud. 179.

Prosaptia alata Pr. 209, contigua 210, Emersoni Pr. 209, pinnatifida Pr. 209, Preslii Fée 209.

Psilotum Sw. 271.

complanatum Bl. 271, complanatum Sw. 271, dichotomum Lk. 272, *flaccidum Wall.* 271, floridanum Michx. 272, nudum Griseb. 272, Pervillei Decs. 271, *triquetrum Sw.* 271.

Pteris L. 119.

aculeata Sw. 128, acuminata Desv. 125, acuminatissima Bl. 121, Alpini Spr. 121, amplectens Wall. 121, angulata Pr. 226, angusta Bory 125, angustata Wall. 122, 226, *aquilina L. var. esculenta Hook.* 127, argyrea Moore 124, aspera Fée 121, asperula J. Sm. 125, atropurpurea Goldm. 127, attenuata Bl. 127, australasica Desv. 130, Beecheyana Ag. 129, *biaurita L.* 123, Blumcana Ag. 125, Brunoniana Endl. 129, calcarata Bory 124, catoptera Kze. 124, caudata Lowe 123, caudata Zipp. 125, chaerophylla Poir. 118, *comans Forst.* 128, *concolor Langsd. et Fisch.* 119, connexa J. Sm. 131, costata Bory 120, crenata Sw. 123, *cretica L.* 121, crispata Wall. 122, cruciata Klf. 130, decussata J. Sm. 127, deltea Ag. 125, digitata Wall. 122, diversifolia Sw. 121, edentula Kze. 124, elastica Tausch 126, elegans Sw. 130, ensifolia Sw. 121, *ensiformis Burm.* 123, esculenta Forst. 127, *excelsa Gaud.* 127, felosma J. Sm. 124, firma Wall. 127, flava Meyen 125, flavescens Colla 130, geminata Ag. 124, geraniifolia Raddi 119, glaucescens Bory 130, glauco-virens Goldm. 125, Guichenotiana Gaud. 121, heterodactyla Reinw. 123, hirsuta Poir. 118, *incisa Thbg.* 129, *incisa var. aurita* 130, *incisa var. aurita forma nuda* 130, intermedia Bl. 141, javanica Zipp. 124, Johnsii Graeffe 127, laci-

niata Vell. 120, lacta Wall. 122, lanceolata Desf. 121, Lessoni Bory 129, *longifolia L.* 120, longipes Don 131, longipinnula Wall. 125, lunata Retz. 116, lunulata Roxb. 116, macroura Willd. 125, *marginata Bory* 131, mascarenensis Spr. 126, megaphylla Mett. 125, melanocaulon Fée 122, microdonta Gaud. 121, *Milneana Bak.* 128, montana Col. 130, Morrenhouttiana Ag. 130, multidentata Wall. 123, Mysorensis Heyne 120, nemoralis Hook. et Arn. 129, nemoralis Willd. 124, nervosa Thbg. 122, nigra Retz. 118, nivea Bl. 129, normalis Bl. 125, nudiuscula R. Br. 118, obliqua Forsk. 121, oligophylla Viv. 122, paleacea Roxb. 125, pallida Raddi 129, *patens Hook.* 127, pedata Kze. 119, pedatoides Desv. 120, pellucida Pr. 122, pentaphylla Willd. 122, pinnata Ehrbg. 121, Plumierii Willd. 124, Pohliana Pr. 119, polita Wall. 226, Presliana Ag. 125, punctata Fée 126, pungens Willd. 125, pyrophylla Bl. 125, quadriaurita Retz. 124, repandula Lk. 124, revolvens Ag. 131, Rottleriana Wight 124, rudis Kze. 125, scabra Bory 125, scabripes Wall. 122, scandens Roxb. 73, scolopendrina Bory 95, semihirta Lk. 121, semiovata Poir. 131*), semisserata Forsk. 122, Serraria Sw. 122, serrata Wall. 122, sexalata Desv. 126, Sieberi Tausch 125, simillima Zipp. 121, sinuata Hook. 130, spinescens Pr. 125, stenophylla Hook. et Gr. 122, stipularis L. 121, stricta Poir. 226, subpedata Wall. 131, sulcata Meyen 124, Swartziana Ag. 125, taeniosa J. Sm. 122, tenuifolia Brack. 121, terminalis Wall. 127, trachyphylla Kze. 125, trapezoides Burm. 121, tricolor Linden 125, tripartita Sw. 131, tripartita var. Milneana Hook. 128, uniseriata Poir. 131, venusta Kze. 122, Vespertilionis Labill. 129, vittata Bory 122, vittata L. 121, vulcanica Bertol. 121.

Pteroncuron parallelum Fée 206.

Pteropsis Blumei Fée 96, marginata Pr. 96, scolopendrina Desv. 95.

Ripidium dichotomum Bernh. 254.

Saccoloma adiantoides Pr. 244, alatum Mett. 217, campylurum Mett. 217, cuneifolium Pr. 224, moluccanum Mett. 217, papillosum Mett. 217, tenue Mett. 217.

Sagenia apiifolia J. Sm. 178, cicutaria Moore 178, decurrens Moore 179, grande Moore 186, melanocaulon Moore 182, microsora Moore 182, pachyphylla Moore 186, platyphylla Hors. 179, subtryphylla Bedd. 191.

Schizaea Sm. 253.

cristata Willd. 254, *dichotoma Sm.* 253, *digitata Sw.* 256, Forsteri Spr. 254, spicata Sm. 99.

Schizoloma Agatii Brack. 226, Billardieri Gaud. 226, davallioides Moore 227, ensifolium J. Sm. 226, Griffithianum Bedd. 227, Javae Fée 226, lanceolatum Moore 226, nitens Bedd. 228, pentaphyllum Fée 226, Pickeringii Moore 230, propinquum Moore 228, recurvatum Moore 228.

Scyphularia pentaphylla Fée 210, triphylla Fée 210.

---

*) Auf pag. 121 ist unter Pteris biaurita L. das Synonym «Pteris semiovata Lam. Enc. V. 723» zu streichen.

Selaginella Spring. 272.

amboinensis Spring 274, *atro-viridis Spring* 272, canaliculata Spring 274, *ciliaris Spring* 273, cyatheoides Spring 274, *flabellata Spring* 274, *Menziesii Spring* 273, *nana Spring* 273, pectinata β acutissima Pr. 274, *tenera Spring* 274, *Vogelii Spring* 274, *Wallichii Spring* 273.

Selliguea coriacea Fée 105, lanceolata Fée 105.

Sitolobium dubium Brack. 233, samoënse Brack. 222, stramineum Brack. 233.

Sphaerostephanos asplenioides J. Sm. 189.

Stachygynandrum myrtifolium P. Beauv. 270.

Stegania lanceolata R. Br. 136, minor R. Br. 138, procera R. Br. 138.

Stegnogramme Javanica Fée 189, Mesochlaena Fée 189, Moluccana Fée 189.

Stenochlaena Blumeana Pr. 74, Feejeensis Brack. 142, fraxinifolia Pr. 73, Haenkeana Pr. 74, heteromorpha J. Sm. 142, juglandifolia Pr. 74, laurifolia Pr. 74, limonifolia J. Sm. 74, longifolia J. Sm. 74, oleandrifolia Brack. 73, scandens J. Sm. 73, sessilifolia Pr. 74, sorbifolia J. Sm. 74, variabilis Brack. 74.

Stenolobus Feejeensis Pr. 214, Kunzeanus Pr. 214, ornatus Pr. 214, pentaphyllus Pr. 210, solidus Pr. 213, triphyllus Pr. 210.

Stenoloma tenuifolium Fée 225.

Sticherus laniger Pr. 250.

Synaphlebium davallioides J. Sm. 227, D'Urvillei Fée 228, obtusum J. Sm. 228, Pickeringii Brack. 230, propinquum Fée 228, pulchrum Brack. 228, recurvatum J. Sm. 228.

Syngramme pinnata J. Sm. 113.

Taeniopsis Forbesii J. Sm. 95, Richiana Brack. 95, scolopendrina Bedd. 95, zeylanica Moore 95.

Taeniopteris Forbesii Hook. 95.

Taenitis Sw. 99.

marginalc Moore 96, ophioglossoides Mett. 99, revoluta Mett. 99, simplicifolia Boj. 105, *spicata Mett.* 99.

Tarachia angustata Pr. 159, canaliculata Pr. 155, caudata Pr. 156, cuneata Pr. 158, falcata Pr. 154, Haenkeana Pr. 154, laserpitiifolia Pr. 159, macrophylla Pr. 155, nitida Pr. 156, oxyphylla Pr. 155, polyodon Pr. 154, polystichoides Pr. 160, splendens Pr. 158, truncatiloba Pr. 156.

Taschneria Filicula Pr. 241.

Tegularia adiantifolia Reinw. 198.

Thamnopteris Grevillei Moore 147, Mauritiana Pr. 146, musaefolia Pr. 146, Nidus Pr. 146, orientalis Pr. 147, pachyphylla Pr. 147, Phyllitidis Pr. 147, Simonsiana Moore 147, taeniosa Pr. 148.

Todea Willd. 257.

Fraseri Hook. et Grev. 257, Wilkesiana Brack. 257.

Trichomanes L. 237.

achilleifolium J. Sm. 244, adiantoides L. 154, alatum Bory 242, album Bl. 241, anceps Hk. 244, apiifolium Pr. 244, Bauerianum Endl. 244, bifidum Vent. 243, binarginatum Mett. 238, *bipunctatum Poir.* 241, Blumei Hassk. 239, Boryanum Kze. 242, *caudatum Brack.* 242, chaero-

phylloides Poir. 215, chinense L. 224, contiguum Forst. 210, cuneiforme Forst. 225, daucoides Pr. 243, demissum Forst. 245, dentatum V. d. B. 243, *digitatum Sw.* 239, dilatatum Forst. 246, Draytonianum Brack. 241, Dregei V. d. B. 243, elatum Forst. 215, elegans Poir. 215, eminens Pr. 244, Endlicherianum Pr. 240, erectum Brack. 240, ericoides Kuhn 245, Filicula Bory 241, flabellatum V. d. B. 239, flaccidum Forst. 221, flavo-fuscum V. d. B. 242, gibberosum Forst. 219, *giganteum Bory* 244, glauco-fuscum Hook. 241, *humile Forst.* 240, *humile var. Endlicherianum Hk. et Bak.* 240, *Javanicum Bl.* 242, *Javanicum var. alata Kuhn* 242, lanceum Bory 239, *longisetum Bory* 245, longisetum Walt. 241, loreum Bory 239, Mandioccanum Raddi 243, *maximum Bl.* 244, *meifolium Bory* 243, *meifolium var. polyanthos Hk. et Bak.* 244, millefolium Pr. 244, minutulum Gaud. 241, *muscoides Sw.* 238, myrioplasium Kze. 244, nitidulum V. d. B. 239, obscurum Bl. 243, *pallidum Bl.* 241, *parvulum Poir.* 239, *peltatum Bak.* 237, polyanthos Hook. 244, polyspermum Poir. 225, Powellii Bak. 239, pyramidale Wall. 243, radicans Sw. var. gigantea Mett. 245, *rigidum Sw.* 243, saxifragoides Pr. 239, setaceum V. d. B. 243, Sibthorpioides Gaud. 239, solidum Forst. 213, strigosum Thbg. 216, tenuifolia Burm. 117, Thouarsianum Pr. 239, Tunbrigense L. 247, *Vitiense Bak.* 237.

Tristeca aristata P. Beauv. 272.

Vaginularia Fée 75.

angustissima Mett. 75, *Junghuhnii Mett.* 75.

Vittaria Sm. 77.

acrostichoides Hk. et Gr. 65, Amboinensis Fée 91, angustifolia Bl. 91, anodontolepis Fée 91, bisulcata Kze. 82, 92, curvidenta C. Müll. 92, *elongata Sw.* 79, 82, 90, 91, 94, *elongata var. samoënsis Lssn.* 90, 95, ensiformis Sw. 81, 91, filifolia Fée 86, 93, flexuosa Fée 84, 92, Forbesii Fée 95, Gardneriana Fée 89, 94, graminifolia Klf. 92, intermedia Bl. 91, isoëtifolia Bory 87, 93, latipes Fée 95, lineata Sw. 84, 85, 92, Moritziana Mett. 89, 94, planipes Kze. 81, 91, plantaginea Bory 81, 91, pusilla Bl. 83, 91, remota Fée 89, 94, rigida Klf. 80, 81, 90, scabrida Klf. 90, *scolopendrina Mett.* 87, 94, 95, stipitata Kze. 85, 93, Zeylanica Fée 95, zosteraefolia Sw. 80, 90.

Wibelia elata Bernh. 216.

Woodwardia Sm. 142.

connexa Fée 143, Kunthiana Fée 143, lunulata Mett. 142, *media Fée* 142.

Xiphopteris cucullata Spr. 102.

Einheimische Namen:

Asaua 251, Balabala 235, Boreti 68, Boro-vuti-vuti 272, Caca 68, Deci-Deci 254, Dibi 261, Dorolotu 251, Doroluto 251, Kau ni vi vatu 117, Koukou tagane 108, Lausaato 68, Leweninini sa 268, Loumout-Raza 272, Manase 258, Manono 214, Matabuasalu-nivikau 242, Mokomoko ni Ivi 75, Napi-ouapi 272, Nase 258, Quato 123, Sagato ni tauwa 254, Saloa 182, Sasaloa 182, 228, Vaotuanin 126, Wa Kalou 252, Ya Lewaninini 268.

Druck von Breitkopf und Härtel in Leipzig.

III.

Beiträge zur Entwickelungsgeschichte der Farn-Sporangien.

Von

Dr. Chr. Luerssen.

I. Das Sporangium der Marattiaceen.

1. Marattia.

Hierzu Tafel XX—XXII.

Die Entwickelung des Farnsporangiums ist bis jetzt genügend nur von den Polypodiaceen bekannt geworden. Eine Anzahl mehr oder minder glücklich ausgeführter Untersuchungen verschiedener Forscher, ganz vorzüglich aber die eingehende Arbeit von Rees [1]), geben uns bis ins Detail Aufschluss über die Vorgänge während der Ausbildung des Sporangiums und der Entwickelung der Sporen. Dagegen ist von den übrigen Ordnungen der Farne in dieser Beziehung kaum etwas bekannt, obgleich die Verschiedenheiten im Aufbau der Sporangien von der Systematik zur Charakteristik der Familien benutzt werden. Die Ursache dieser Lücke lag zum Theil in der Seltenheit des lebenden Materials in den meisten Gärten, zum anderen Theile auch in dem manchmal sehr schwierigen Auffinden der jüngsten Entwickelungsstadien der betreffenden Organe.

Vor allen Dingen war, wie auch Sachs in seinem Lehrbuche

1) M. Rees: Zur Entwickelungsgeschichte des Polypodiaceensporangiums. Pringsh. Jahrb. f. wissensch. Bot. V. 217, tab. XX—XXII, wo auch die ältere Literatur nachzusehen ist.

der Botanik betont [1]), eine Entwickelungsgeschichte der Sporangien der Marattiaceen erwünscht, da gerade diese Gruppe in ihren meisten Gattungen auf den ersten Blick und nach der Darstellungsweise der pteridologischen Werke so sehr durch die »aus verwachsenen Sporangien bestehenden Sori« von den übrigen Farnen abweicht. Auf den folgenden Seiten wird der Versuch einer Darstellung der Entwickelung jener Organe gegeben, und zwar zunächst nur die Gattung Marattia berücksichtigt, da mir zum Abschluss des Ganzen augenblicklich noch ein Theil der Entwickelungsstufen von Angiopteris fehlt. Die übrigen Gattungen konnten nur in einzelnen Entwickelungsstadien nach Herbarexemplaren verglichen werden, da meines Wissens Arten aus der Gattung Danaea überhaupt nicht in Cultur sind, das im Leipziger botanischen Garten kultivirte Exemplar der Kaulfussia aesculifolia Bl. dagegen noch zu jung ist, um Sporangien zu entwickeln.

Was nun zuerst **die äusseren Verhältnisse der Fructificationen** von Marattia betrifft, so charakterisirt Swartz [2]) die Gattung mit folgenden Worten: »Capsulae ovales, sparsae, marginibus superne longitudinaliter conniventibus initio clausae, demum bipartibilis, multiloculares: loculis duplici serie hiantibus. Indusium nullum.« Dieser Diagnose schliesst sich Schkuhr [3]) an.

Kaulfuss [4]) dagegen giebt dieselbe wie folgt: »Sori ovales submarginales. Capsulae in duplicem seriem connatae interius rima hiantes. Indusium fornicatum superne longitudinaliter dehiscens bivalve utrinque capsularum seriem fovens.«

Hooker's Charakteristik [5]) lautet: »Sori oblongi, venulae furcatae simplici serie margine approximata inserti. Indusium valvis lamelliformibus coriaceis e sporangiis coadunatis quasi formatum, intus planis extus convexis, demum magis minusve patentibus, plurilocularibus; loculis transversis demum rima longitudinali intus dehiscentibus. Sporulae minutissimae, copiosissimae, subreniformes, granulosae. Receptaculum lineare, fimbriatum.«

1) Sachs, a. a. O. pag. 341.
2) Synopsis Filicum pag. 168.
3) Kryptogamische Gewächse I. 153.
4) Enumeratio Filicum pag. 31.
5) Genera Filicum, tab. XXVI.

Presl, welcher in seinem Supplementum tentaminis pteridographiae die Marattiaceen, von denen er Danaea als eigene Familie der Danaeaceae trennt, ausführlicher bearbeitete, und Marattia ungerechtfertigter Weise in mehrere Gattungen zersplitterte, schreibt seiner engeren Gruppe der Marattieen Sporangien »in synangia thecaeformia biserialiter connata« zu [1]) und zeichnet die Gattung Marattia in der von ihm gewählten Einschränkung mit den Worten: »Venae pinnatae, simplices aut furcatae, dorso fructiferae. Synangia thecaeformia, ovalia, sessilia, longitudinaliter urceolata-biloba aut usque ad basim bipartita, lobis oppositis demum patentibus, utroque e serie simplici (3—11) sporangiorum connatorum interne rima lineari-elliptica dehiscentium constituto. Indusium inferum, lineari-ellipticum aut ovale, scariosum, fimbriato-multifidum, persistens. Receptaculum lineare, incrassatum.« [2])

De Vriese lehnt sich in seiner Monographie des Marattiacées mit geringen Abweichungen ganz und gar an Presl's Arbeit an, während Mettenius [3]) die Presl'schen Genera wieder in eine grosse Gattung Marattia vereinigt, die er folgendermassen diagnosirt: »Sori dorsales, superficiales [4]), sessiles vel pedicellati, receptaculo lineari, oblongo vel elliptico impositi, thecaeformes, longitudinaliter bilobi, sporangiis biseriatis, connatis, orti; lobi 4—10-loculares, accumbentes denique reflexi; loculi rima longitudinali, introrsa, dehiscentes. Receptaculum nudum, vel basi pilis paleaceis, laxis vel confertis, cinctum.«

Beim Vergleich der oben gegebenen, nur einigen Hauptwerken entlehnten Diagnosen fallen nun zuerst die Ausdrücke »capsulae, sori, synangia«, denen in der Hooker'schen Diagnose die Bezeichnung »indusium« als gleichbedeutend gesetzt ist, in der von Kaulfuss gegebenen Charakteristik dagegen die Worte »sori, capsulae und indusium« zusammengenommen entsprechen, auf. Mettenius, Hooker, Presl, De Vriese und wohl die meisten Pteridologen sehen die Fructificationen der Gattungen Marattia, Kaulfussia und Danaea, analog den aus einzelnen getrennten

1) a. a. O. pag. 8.
2) a. a. O. pag. 8.
3) Fil. hort. bot. Lips. pag. 118.
4) Im Gegensatze zur Gattung Danaea.

Sporangien gebildeten Fruchthäufchen der übrigen Farne, als einen Sorus von mit einander verschmolzenen oder verwachsenen Sporangien — den einzelnen Fächern des Sorus — an. Presl wählt daher auch, durch diese Ansicht geleitet, aber doch damit zugleich den zwischen Marattiaceen (mit Ausnahme der Gattung Angiopteris) und den meisten übrigen Farnen bestehenden Unterschied andeutend, den Namen »Synangium« für die vermeintlich vereinigten Sporangien. Durchaus verwirrend und daher verwerflich ist aber der von Hooker und Kaulfuss gebrauchte Ausdruck »Indusium«, insofern derselbe sonst ganz allgemein in der Periodographie ein total verschiedenes Organ bezeichnet und auch in den übrigen Diagnosen in ganz anderem Sinne gebraucht wird.

Dagegen ist die ältere, von Swartz, Schkuhr, Willdenow[1]) und Anderen gebrauchte Bezeichnung »Kapsel« nur zu billigen und unserem »Sporangium« gleich zu setzen. Es ist nicht einzusehen, warum das Fructificationsorgan von Marattia gerade als »Sorus«, die einzelnen Fächer als »Sporangien« betrachtet werden sollen. Nur wegen der Analogie mit der Gattung Angiopteris — von den übrigen Farnen abgesehen — so zu verfahren, scheint denn doch nicht rathsam. Dem entsprechend müssten z. B. das zweifächerige Sporangium von Tmesipteris und das dreifächerige von Psilotum ebenfalls als »Sori« bezeichnet werden, und wir hätten dann bei den Lycopodiaceen dieselbe Beziehung zwischen Lycopodium und den beiden oben genannten Gattungen, wie unter den Marattiaceen zwischen Angiopteris einerseits und Marattia, Danaea und Kaulfussia andererseits. Zu einer solchen Annahme ist aber selbst Mettenius nicht geneigt.[2]) In den hier mitgetheilten Untersuchungen wird daher auch auf Grund des angedeuteten Verhältnisses und der Entwickelungsgeschichte der angebliche Sorus von Marattia und den verwandten Gattungen als vielfächeriges Sporangium betrachtet werden.

Einige weitere Bemerkungen mögen hier noch über das sogenannte Indusium Presl's, De Vriese's und Anderer eingeschoben werden. Die Sporangien vieler Marattiaceen — vielleicht aller Arten im ersten Jugendzustande — sind an der Basis des

1) Species plantarum V. 66.

2) Vgl. Mett. Fil. hort. bot. Lips. pag. 122.

kürzeren oder längeren Sporangienstieles von einem Kranze von Spreuschuppen umgeben. Dieselben treten bald zahlreich, bald spärlicher in verschiedenen Formen auf, die auch bei einer und derselben Art, ja an demselben Sporangium, entsprechend der Natur dieser Gebilde, vielfach von einander abweichen. Ein Blick auf die drei gegebenen Figuren solcher von Marattia cicutaefolia Kaulf. zeigt dies zur Genüge (Taf. XXII, Fig. 38—40). Im Allgemeinen sind diese Sporangien-Spreuschuppen bei genannter Art mehr nach allen Richtungen der Fläche entwickelt, häufig jedoch auch lang haarartig ausgezogen oder viellappig.

Sie bestehen, wie die meisten Spreuschuppen, aus einer Lage von dünnwandigen, oft stark um einander gewundenen (Taf. XXII, Fig. 39) und zwischen einander geschobenen Zellen mit anfänglich glashell farbloser, später meist braun gefärbter Membran und feinkörnigem Plasmainhalte, der häufig sehr blasse kleine Chlorophyllkörner und fast immer Stärke, letztere manchmal in bedeutender Menge, einschliesst. Meistens sind die Spreuschuppen mit breiterer, durch viel kleinere Zellen ausgezeichnete Basis angewachsen (Taf. XXII, Fig. 40, a), hie und da aber auch nach rückwärts verlängert, etwa wie bei Oleandra und ähnlichen Farnen. In der Jugend bedecken sie, jedes muschelförmig gebogen, eng anliegend das sich entwickelnde Sporangium vollständig und zeigen schon hierdurch, da an anderen Orten der Fiederchenunterseite die Spreuschuppenbildung bedeutend schwächer auftritt, und unterstützt durch ihre silberweisse oder blass röthliche Färbung, das Vorhandensein jugendlicher Sporangien an; später aber werden sie von diesen zurückgeschlagen und der Fiederfläche angedrückt. In einzelnen Fällen werden sie indessen auch von dem sich mächtiger entwickelnden Sporangium mit emporgehoben, der unteren Sporangiumwand selber aufsitzend, wie ich dies bei Marattia laxa Kze. (Taf. XXI, Fig. 25) beobachten konnte.

Presl und seine Anhänger fassen diese Spreuschuppen als Indusium auf, betrachten sie also als gleichwerthig dem bei anderen Farngattungen (Asplenium, Aspidium etc.) vorkommenden Gebilde gleichen Namens. Presl und De Vriese unterscheiden sogar nach dem Vorhandensein und Fehlen desselben verschiedene

Gattungen.[1]) Durch ein vermeintliches Indusium zeichnen sich darnach aus Marattia und Dicostegia, durch Nichtvorhandensein desselben Gymnotheca, Stibasia und Eupodium unter den Marattieen. Von den übrigen Gattungen besitzt z. B. nach denselben Autoren Angiopteris ein Indusium, während ein solches bei Kaulfussia und Psilodochea[2]) fehlen soll.

Schon Mettenius[3]) weist mit Recht auf die unrichtige Bezeichnung der in Rede stehenden Gebilde als »Indusium«, sowie auf die noch weniger zu rechtfertigende Verwendung der Spreuschuppen zur Unterscheidung von Gattungen hin. Diese Organe sind äusserst vergänglich, oft bereits schon nach kurzer Zeit, noch bevor das Sporangium halbe Reife zeigt, vertrocknet und dann bald verschwunden. Ich kann mit Mettenius versichern, dass Marattia cicutaefolia Klf., nach Presl und De Vriese in die indusienlose Gattung Gymnotheca gehörend, im Leipziger botanischen Garten stets Spreuschuppen unterhalb des Sporangiums entwickelt, die manchmal noch bei völliger Sporangienreife, wenn auch verdorrt und oft wenig deutlich, vorhanden sind. Psilodochea salicifolia Pr. zeigt an den eigenen Originalen Presl's (Asia: Hügel No. 2469 in herb. mus. Vindobon.) hie und da deutlich die Reste von Spreuschuppen, ist also nicht »indusienlos«[4]) und daher schon aus diesem Grunde nicht von Angiopteris zu trennen. Dasselbe zeigte sich mir an Originalen von Gymnotheca Raddiana Presl. Marattia fraxinea Sm. müsste, wenn nach Herbarexemplaren geurtheilt würde, bald zu Marattia, bald zu Gymnotheca kommen und Marattia salicifolia Schrad., überhaupt alle Marattieen, wären unter Umständen in der gleichen Lage.

Eine Vereinigung solcher Spreuschuppen zu einer am Grunde becherartigen, am Rande geschlitzten Hülle, die etwa dem Indusium der Gattung Woodsia entsprechen würde, habe auch ich, wie Mettenius, nie gesehen. Spreuschuppenartige Gebilde kommen, von den gewöhnlichen Paraphysen ganz abgesehen, ferner auch zwischen den Sporangien anderer Farne mit nacktem Sorus

1) Presl, Suppl. tent. pterid. p. 8. De Vriese, Monogr. d. Maratt. p. 1.

2) Diese Presl'sche Gattung wird von De Vriese wieder mit Angiopteris vereinigt.

3) Fil. hort. bot. Lips. pag. 118.

4) Presl, Suppl. tent. pteridogr. pag. 27.

vor, so bei Polypodium piloselloides L., Polypodium sesquipedale Wall., bei manchen Arten der Gattung Alsophila u. s. w., ohne dass dieselben darum als Indusien bezeichnet werden. Sie finden sich ferner bei jugendlichen Blättern der Marattiaceen in ähnlicher oder gleicher Form als häufig dichter Ueberzug auf sämmtlichen Blatttheilen und bleiben zum Theil auch noch den älteren Blättern, namentlich an den Gabelungen der Nerven, erhalten. Es ist daher wohl von verschiedenen Gesichtspunkten aus gerechtfertigt, das Sporangium der Marattiaceen als ein nacktes aufzufassen.

Während bei der Gattung Angiopteris **die erste Differenzirung der Sporangien** in eine Zeit fällt, in welcher das Blatt bereits eine ziemliche Länge besitzt, die Spreite zum grossen Theile schon aufgerollt ist und die Lamina der Fiedern letzter Ordnung eine beträchtliche Ausdehnung (bis 0,5 Centim. und darüber) in die Breite erfahren hat, ist dieses bei der Marattia cicutaefolia Klf. [1]) nicht so der Fall. Das junge Blatt steckt hier meistens noch zwischen seinen Nebenblättern, den Schuppen des Stammes, vollständig eingerollt, oder ist doch kaum hervorgetreten. Die Fiederchen letzter Ordnung sind ebenfalls noch eingerollt und ihre Lamina ist erst sehr wenig ausgebildet. Ein auf die Nerven letzter Ordnung senkrecht geführter Querschnitt der Fiederchenspreite zeigt dann das Blattparenchym zwischen den jugendlichen Gefässbündeln der Nerven weit weniger entwickelt, als um die Fibrovasalstränge herum (Taf. XX, Fig. 1). Es tritt dies in den meisten Fällen noch auffallender hervor, als in der gegebenen Zeichnung, so sehr, dass der Querschnitt förmlich ein rosenkranzförmiges Ansehen bekommt. Die ersten Gefässe des Nerven sind um diese Zeit bald bereits mit den ihnen eigenthümlichen Membranverdickungen differenzirt (Taf. XX, Fig. 1), bald fehlen die letzteren noch (Taf. XX, Fig. 2, a). Die die Blattunterfläche überziehende Epidermis ist über jedem Nerven noch

1) Diese Art wurde als Ausgangspunkt für die Untersuchung genommen; doch konnte ich auch Marattia laxa Kze., M. alata Sm., M. Kaulfussii J. Sm. und M. Ascensionis J. Sm., die sämmtlich im Leipziger Garten cultivirt werden und fast stets fructificiren, berücksichtigen, wenn mir auch augenblicklich nicht sämmtliche Entwickelungsstadien des Sporangiums zu Gebote standen.

von gleichmässiger Beschaffenheit; ihre Zellen sind im Allgemeinen nicht viel höher als breit, wie es die Fig. 1 auf Taf. XX über dem sterilen Nerven *n* zeigt.

Sobald jedoch die Anlage der Sporangien beginnt, strecken sich über den betreffenden nun fertil werdenden Nerven die Epidermiszellen an irgend einer Stelle von etwa ovalem Umriss in radialer Richtung zum Nerven (Taf. XX, Fig. 1, sp^1, sp^2). Der Ort, wo dieses geschieht, ist in Bezug auf seine Entfernung von Fiederrand und Mittelnerv nicht nur bei den einzelnen Arten verschieden, sondern er variirt auch in gewissem Grade bei der gleichen Species; jedoch fällt derselbe bei unserer in Rede stehenden Marattia cicutaefolia Klf. immer vor die Basis der Randzähne, bei der vielfach verglichenen Marattia laxa Kze. auf die Zahnfläche selbst. Durch die Streckung der Epidermiszellen tritt die in Umbildung zum Sporangium begriffene Stelle der Fiederchenunterfläche in Form eines ovalen, stumpfen, von den schon vorher sich entwickelnden Spreuschuppen bedeckten Höckers hervor[1]), während früher die ganze Blattmasse gleiche Erhebung über allen Punkten des Fibrovasalbündels zeigte. In diesem ersten Entwickelungsstadium scheint nun zwischen Marattia und Angiopteris ein Unterschied zu liegen. Wenn es mir bei letzterer Gattung kaum einem Zweifel unterworfen ist, dass wir es in den Sporangien mit echten Trichomen zu thun haben, die nur darin in ihrer ersten Anlage von denen der Polypodiaceen abweichen, dass eben nicht eine einzige Epidermiszelle, sondern eine ganze Gruppe derselben den Ausgangspunkt bildet, so ist es mir bei der Gattung Marattia, offen gestanden, nicht völlig klar geworden, ob nicht etwa noch die äussersten Zellschichten des Blattparenchyms zu Anfang mit in die Sporangienbildung eingreifen. Beim Anblick der Figur 1 auf Tafel XX scheint dies nicht der Fall zu sein; jedenfalls tritt hier keine regelmässige Theilung der Blattparenchymzellen über den Nerven hervor, gegenüber der sofort zu erkennenden regelrechten Anordnung der Epidermiszellen und deren Abkömmlinge. Dagegen können etwas weiter vorgerückte

1) Die Spreuschuppen wurden bei den zur Vorlage für die Zeichnungen von Marattia dienenden Schnitten meistens nicht oder nur ungünstig getroffen, und verweise ich daher in Betreff dieses Punktes auf die später von Angiopteris zu gebenden Figuren.

Präparate, wie in Fig. 2, Taf. XX, leicht zu dieser Annahme führen. Die Beobachtung wird ferner durch die bereits angegebene, sehr früh fallende erste Entwickelungsperiode und durch die überhaupt stärkere Ausbildung des Parenchyms um die Nerven herum bedeutend erschwert. Wahrscheinlich dürfte die Marattia Kaulfussii J. Sm. mit ihren lang gestielten Sporangien, die für Presl der Grund zur Bildung seiner Gattung Eupodium waren, ein besseres Untersuchungsobject abgeben, doch konnte dies bis jetzt einer eingetretenen längeren Ruhezeit in der Blattentwickelung wegen nicht benutzt werden, so dass ich auf die später zu gebende zweite Abtheilung dieser Arbeit verweisen muss. Jedenfalls aber dürfte der Antheil, den das Blattparenchym an der Sporangienbildung etwa nähme, kein sehr bedeutender sein, nur in der Weise stattfinden, dass durch mehrmalige Theilung der Zellen der äussersten Lagen des parenchymatischen Gewebes eine bedeutendere Hebung der sich streckenden Epidermiszellen hervorgerufen würde, und sich höchstens auf die Zellen des Stieles erstrecken, der ja auch bei anderen Arten der Gattung, nur nicht in der Ausdehnung wie bei Marattia Kaulfussii J. Sm., vorhanden ist. Die eigentliche Kapsel des Sporangiums ist auch bei Marattia ein Produkt der Epidermiszellen (Taf. XX, Fig. 2, 3). [1]

Diese beginnen nun ihre weitere Umbildung nach der ersten radialen Streckung damit, dass jede Zelle durch zwei übers Kreuz gestellte radiale Wände sich succedan in vier Zellen theilt. Die erste der beiden Wände ist, wie es scheint, stets die mit der Richtung des Nerven gleichlaufende. Von den gebildeten vier Zellen werden dann durch tangentiale (horizontale) Wände nach innen vier kleine Zellen abgeschnitten (Taf. XX, Fig. 1, sp^1; Fig. 2). Dieser Vorgang wiederholt sich in den Epidermiszellen nach dem Grösserwerden derselben in gleicher Weise, doch nicht an allen Stellen des jungen Sporangiums gleichzeitig regelmässig. Eine Scheitelzelle ist nicht vorhanden.

So lange die jugendliche Sporangiumanlage noch gleichmässig

1) Spätere Untersuchungen von sehr jungen Sporangien der Marattia laxa Kze., die hier nicht mehr eingeschaltet werden konnten, machen es noch wahrscheinlicher, dass auch bei Marattia das Sporangium ein Trichom ist. Vgl. die 2. Abtheilung der Arbeit.

gewölbt ist, tritt die Reihe der durch tangentiale Wände abgeschnittenen inneren Zellen noch mehr oder minder regelrecht hervor. So wie indessen die Anlage der beiden Sporangienhälften beginnt, werden die regelmässigen Reihen bald weniger oder stärker verschoben (Taf. XX, Fig. 2). Es tritt nämlich sehr bald, bereits nach wenigen Theilungen, bei Marattia cicutaefolia Klf. [1]) in zwei parallel mit den Nerven rechts und links verlaufenden Zellenreihen der Oberfläche eine energischere Theilung der Zellen in der früher angegebenen Weise ein, deren Folge die Bildung von zwei schwach gewölbten Längsbuckeln ist, zwischen denen sich eine flache Furche hinzieht (Taf. XX, Fig. 2). Damit ist die erste Differenzirung der beiden Sporangienhälften gegeben, in denen nun ein intensiverer Zellbildungsprozess beginnt, während unterhalb der Furche zunächst fast völliger Stillstand eintritt (Taf. XX, Fig. 3, 4).

Die Zelltheilungen, welche jetzt in den beiden buckelförmigen Hälften des jugendlichen Sporangiums eintreten, führen zunächst zu einer deutlicheren Abgrenzung der Kapselwand (Taf. XX, Fig. 3, *w*) von dem später sporenbildenden Raume (Taf. XX, Fig. 3, *sp*). Erstere wird vornehmlich noch durch die Epidermiszellen, letzterer durch die von diesen durch tangentiale Wände abgeschnittenen Zellen gebildet. Während diese den Sporenraum ausfüllenden Zellen sich in nicht gesetzmässiger Reihenfolge weiter theilen, treten in den Wandzellen die neuen Wände vorzüglich in der gleich zu Anfang der Sporangienbildung befolgten Reihe auf. Das Zusammenwirken beider Theilungsvorgänge aber führt einmal zur Vergrösserung der beiden noch vollständig von einander getrennten Sporangienhälften, dann aber auch zu einer Gestaltveränderung derselben. Bis dahin zeigte jede Hälfte auf dem Verticalquerschnitte (— der Schnitt senkrecht auf die Längsrichtung des fertilen Nerven —) die Form eines stumpfen Kegels; jetzt baucht sich der obere und mittlere Theil derselben nach aussen hin aus (Taf. XX, Fig. 4), so dass die erste Andeutung des später noch etwas stärker sich entwickelnden, sehr kurzen Sporangienstieles (Taf. XX, Fig. 4, 5, *b*) dadurch gegeben ist. Die Wandzellen zeichnen sich in diesem Entwickelungsstadium

1) Bei Marattia laxa Kze. bedeutend später.

schon durch die, wenn auch vorerst noch schwach beginnende, gleichmässige Verdickung ihrer oberflächlich gelegenen Wände, sowie durch die etwas weniger hervortretende der Seitenwände aus (Taf. XX, Fig. 5). Sie enthalten in ihrem feinkörnigen plasmatischen Wandbelege einen meistens an der Innenwand (nach dem Sporenraume zu) liegenden Zellkern und Chlorophyll in sehr kleinen, an den Seitenwänden und der Innenwand, selten oder fast nie an der Aussenwand liegenden Körnchen. Auch die dicht mit Plasma erfüllten, der Wand zunächst angrenzenden Zellen des Sporenraumes besitzen meistens sehr kleine Chlorophyllkörner, doch nie in der Anzahl, wie die Sporangienwandzellen. Die tiefer liegenden Zellen des Sporenraumes dagegen (Taf. XX, Fig. 5) sind zunächst noch chlorophyllfrei, nur mit feinkörnigem Protaplasma, dem ein Kern eingebettet liegt, dicht angefüllt. Das Blattgewebe oberhalb des Gefässbündels und im Stieltheile unterhalb der Furche ist ebenfalls chlorophylllos (Taf. XX, Fig. 5, *b*). Die beiden Hälften des Sporangiums sind durch die immer schmaler werdende Längsfurche noch vollständig von einander getrennt.

Kurz nach dieser Zeit beginnt aber auch bereits die erste Differenzirung der Sporenmutterzellen, verbunden mit der Trennung der beiden Sporangienlappen in Fächer. Es tritt nämlich in dem den Sporenraum erfüllenden, bis dahin völlig gleichartigen Zellgewebe an einzelnen Stellen, und zwar immer nur in einer verticalen Schichte von drei bis vier, höchstens fünf Zellreihen Breite, eine sowohl verticale als auch radiale Streckung der Zellen ein (Taf. XXI, Fig. 6; Taf. XXII, Fig. 16), die zuerst nur schwach, dann aber bald stärker hervortritt (Taf. XXI, Fig. 6).[1] Die so gestreckten, zunächst noch aus dünnwandigen, später sich bedeutend verdickenden Zellen gebildeten Zellschichten verbreitern sich nach aussen und innen, oben und unten um ein Geringes und umschliessen so als Scheidewände jederseits eine Anzahl eiförmiger Zellgewebsräume, die jetzt vollständig von einander getrennten Sporen-

1) Die letzte Figur ist im Verticalquerschnitt gezeichnet, während Fig. 16 auf Taf. XXII einen Horizontalquerschnitt — parallel der Fiederchenfläche geführten Querschnitt — durch beide Sporangienhälften im späteren Stadium giebt.

fächer. Die Anzahl derselben schwankt in jeder Hälfte selbst bei den Sporangien eines und desselben Fiederchens zwischen 6—10. Bei anderen Arten der Gattung ist sie ebenfalls nicht constant. Bei Marattia fraxinea Sm. beträgt sie auf jeder Seite 8—15; Marattia salicifolia Schrad. entwickelt 4—5 in jeder Sporangienhälfte. Die Marattia Kaulfussii J. Sm. bildet häufig sogar in jedem Lappen nur 2 Fächer aus, während sonst die Anzahl derselben bei dieser Art im Ganzen bis 12 beträgt. Häufig sind in den beiden Hälften desselben Sporangiums die Fächer alternirend, in anderen Fällen jedoch auch, und zwar sowohl bei derselben Fieder, als auch sogar in demselben Sporangium, opponirt. Schief verlaufende Scheidewände, die dann nach unten oder oben keilförmige Sporenfächer abschneiden, kommen gleichfalls vor.

Der Zellinhalt ordnet sich in der Verticalregion dieser Scheidewände folgendermassen an. Die äusseren Zellen der Sporangiumwand haben im Wesentlichen dieselbe Anordnung des Inhaltes, wie oben angegeben wurde (Taf. XXI, Fig. 7, *w*); nur in den der Furche angrenzenden (Taf. XXI, Fig. 7, *wi*) ist eine Veränderung eingetreten. Diese Zellen theilen sich nicht mehr so lebhaft, wie die übrigen, sondern es findet vorzugsweise eine verticale Streckung derselben statt und das Plasma ist nicht mehr als gleichförmiger, dichter Wandbeleg vorhanden, sondern hat sich zum Theil von kleine Chlorophyllkörner führenden Strängen angeordnet, die, vom wandständigen Zellkerne ausgehend, den Innenraum der Zellen nach verschiedenen Richtungen durchsetzen. Die unter den äusseren Wandzellen liegenden Zellschichten zeigen zunächst ein dem der inneren Wandzellen gleiches oder ähnliches Aussehen (Taf. XXI, Fig. 7, *m*); sehr oft ist an gelungenen Schnitten recht hübsch der allmähliche Uebergang in der veränderten Anordnung des Plasmas und Chlorophylls zu beobachten. [1]) Die in gleicher Höhe mit dem Sporangiumfache liegenden Scheidewandzellen sind länger gestreckt. Ihr Inhalt ist wie in den

1) Es mag hier bemerkt werden, dass ich mich, um die rasche Zerstörung des äusserst empfindlichen Plasmainhaltes, namentlich der Sporenmutterzellen, durch die Einwirkung des Wassers zu verhindern, der Methode Strasburger's bedient habe, nämlich die Schnitte in mit etwas Wasser verdünntem und durch geringen Zusatz von Kampher vor der raschen Zer-

darüber liegenden Zellen meist strangartig geordnet, die Chlorophyllkörner sind klein oder fehlen gänzlich. In der unteren Hälfte der Scheidewand tritt dann im Allgemeinen dieselbe Gestaltung des Plasmainhaltes (nur in umgekehrter Ordnung), wie im oberen Theile, ein. Die Chlorophyllkörner enthalten in den meisten Zellen kleine Stärkekörnchen. In manchen, namentlich tiefer im Innern gelegenen Zellen ist endlich das Plasma um diese Zeit auch durchgehend schwach grünlich gefärbt, die Bildung von körnigem Chlorophyll ist noch nicht eingetreten.

Während der Vorgänge bei der Trennung der Sporenfächer findet ferner in der Regel auch eine lebhaftere Vermehrung der Zellen zwischen der Sporangienfurche und dem Fibrovasalbündel statt. Dieselben theilen sich aber nicht allein durch vorzüglich horizontale Querwände, sondern es tritt auch eine, wenn auch vorerst noch weniger in die Augen fallende Streckung derselben in verticaler Richtung, sowie parallel derjenigen des Nerven, ein, doch nur in einem mittleren, durch die ganze Länge des Stieles gehenden Strange aus 3—5, seltener mehr neben einander liegenden Zellschichten (Taf. XXI, Fig. 6, *b*). Derselbe reicht nicht ganz bis zum Gefässbündel des Nerven hinab, seine mit nur farblosem Plasma dicht erfüllten Zellen divergiren nach unten um ein Weniges nach beiden Sporangienhälften hin, und durch ihn werden, da jetzt die die Sporangienhälften trennende Furche weiter hinaufgerückt, kleiner geworden ist, nun die Sporenfächer derselben in ihrer unteren Hälfte getrennt. Eine Ausnahme hiervon machen in der Regel nur die auf beiden Enden des Sporangiums liegenden Fächer, welche, da schon vor der Ausbildung derselben auch eine Ausbauchung des Sporangiums nach hinten und vorne (mit Bezug auf die Lage zwischen Mittelnerv und Rand des Fiederchens) eintritt, von diesem Zellstrange nur eben erreicht, nicht aber getrennt werden, da sie nun ausserhalb der Region des kurzen, parallel dem Nerven von zwei Seiten zusammengedrückten Sporangiumstieles liegen (Taf. XXII, Fig. 37).

---

setzung geschützten Hühnereiweiss zu untersuchen. Der Erfolg dieses Verfahrens ist ein vorzüglicher, da die Präparate viele Stunden, oft ein paar Tage, fast unverändert blieben. Vgl. Strasburger, Die Befruchtung bei den Coniferen, pag. 9.

Betrachten wir uns nun die bei der **Sporenbildung** stattfindenden Vorgänge etwas genauer, so bemerken wir, dass die erste Andeutung zum Beginne derselben durch die eintretende Grünfärbung des in den Sporenmutterzellen befindlichen Plasmas gegeben wird. Diese Entstehung des niemals körnigen Chlorophylls fällt bereits in eine ziemlich frühe Entwickelungsperiode des Sporangiums, doch nie vor Auftreten der die Abtheilungen desselben fächernden Scheidewände, sondern frühestens kurz nach der Differenzirung derselben durch die schon angegebene Zellstreckung. Die zuerst schwache Färbung des Plasmas wird ziemlich schnell, namentlich am dichteren Umfange desselben in den einzelnen Mutterzellen, intensiver grün. Dadurch tritt aber gerade die Gruppe der Sporenmutterzellen deutlicher von dem umgebenden Gewebe des Sporenfaches hervor. Man sieht dann, dass dieses nicht in seinem ganzen Umfange zur Production von Sporen verwendet wird, sondern dass eine peripherische Gewebeschicht der Fächer, welche also den Scheidewänden derselben, der äusseren und inneren Wandfläche des Sporangiums, sowie der medianen unteren Längsscheidewand zunächst angrenzt, an der Bildung des Mutterzellgewebes nicht theilnimmt, sondern zum Theil mit zur Sporangiumwand gezogen, zum Theil resorbirt wird, wie dieses aus den späteren Beobachtungen hervorgeht. Diese peripherischen Schichten strecken ihre einzelnen Zellen mehr oder minder stark in tangentialer Richtung (Taf. XXI, Fig. 7, *m*, *c*; Taf. XX, Fig. 8, *b*, *m*, *c*). Ihr Zellinhalt ist zum Theil, besonders in den äusseren zwei bis drei Schichten, ein mit Chlorophyllkörnern versehenes, zu Strängen wie in den oberen Scheidewandzellen geordnetes Plasma (Taf. XX, Fig. 8, *b*), zum Theil, namentlich in den mittleren ein bis zwei Schichten, ein dichterer, gleichmässigerer Plasmabeleg (Taf. XX, Fig. 8, *m*). Oft kommen die Zellen beider Schichten gemischt vor; dagegen sind sie an den mittleren Parthien der Scheidewände wenig mächtig, oft gar nicht, entwickelt.

Eine innere, den Sporenmutterzellen im ganzen Umfange zunächst angrenzende Schicht von meistens nur einer Lage von Zellen jedoch (Taf. XX, Fig. 8, *c*) zeichnet sich dadurch aus, dass sich in ihnen neben und in dem farblosen, seltener mit einigen wenigen kleinen und sehr schwach gefärbten Chlorophyll-

körnern versehenen Plasma eine das Licht stärker, oft schwach röthlich brechende Substanz in Tropfen oder auch grösseren Massen ausscheidet, welche bald in Stränge wie das Plasma zusammenfliessen, bald, bei massigerem Auftreten, zu grösseren Klumpen, oft fast den ganzen Innenraum der Zellen erfüllend, sich vereinigen. Häufig treten diese Zellen auch jetzt schon einzeln in weiter peripherisch gelegenen Schichten der Fächer auf, jedenfalls ist dieses später gewiss der Fall. Längere Zeit in Wasser aufbewahrte Präparate zeigen diese Massen nicht mehr, d. h. dieselben werden, in vielem Wasser quellend, undeutlich. Beim weiteren Fortschreiten der Sporangienentwickelung sind erst einzelne und dann oft ganze Gruppen von Zellen völlig mit diesem Produkte, ohne dass eine plasmatische Inhaltsportion bemerkbar wäre, angefüllt und zwar zeigen sich meistens einzelne Massen, oder auch zahlreiche kleinere Portionen von ungleicher Dichtigkeit. Es unterliegt wohl keinem Zweifel, dass wir es in den erwähnten Zellen mit Gummi oder einem gummiartigen Körper zu thun haben, vielleicht denjenigen gummiartigen Produkten entsprechend, wie sie nach Hanstein bei Sambucus, Viburnum, Ribes u. s. w. vorkommen, wo »der gesammte Zellinhalt nebst Protaplasma und Zellkern u. s. w. einer im Innern des Zellraumes sich vollziehenden gummiartigen Degeneration unterworfen wird.«[1]) Von diesen Zellen aus geht auch die später eintretende Resorption des die Sporen umgebenden Gewebes vor sich. Dieselben lösen sich manchmal, so z. B. bei Angiopteris, bereits ehe die vollständige Theilung in die Sporen stattgefunden hat, so dass letztere, oder ihre Mutterzellen, in einen eiförmigen Klumpen zusammengeballt, dann im Innern des Sporenfaches liegen.

Die im Centrum des Sporenfaches liegenden Sporenmutterzellen zeichnen sich, wie bereits gesagt wurde, durch den Chlorophyllgehalt ihres Protoplasmas aus. Sie besitzen ferner einen ziemlich grossen, linsenförmigen, centralen, meistens mit einigen

1) Hanstein: Ueber die Organe der Harz- und Schleimabsonderung in den Blattknospen. Botanische Zeitung 1868, pag. 775. Wie weit dagegen die Uebereinstimmung mit der bei Marsilia-Früchten in den Zellen des Gallertringes sich findenden Gallertsubstanz geht, vermag ich augenblicklich nicht zu entscheiden. Vgl. Hanstein's Erläuterung des Nardoo genannten Nahrungsmittels etc. in den Monatsber. d. Berl. Akad. 1862, pag. 110, 111.

Kernkörperchen versehenen Nucleus (Taf. XX, Fig. 8). Dieser verschwindet vor der beginnenden weiteren Theilung, und es treten statt seiner zwei neue Kerne auf, die in der Regel durch eine dunklere, durch die Mitte des Plasmas gehende Linie deutlich von einander mit den ihnen zugehörigen Plasmaportionen getrennt sind (Taf. XX, Fig. 8, *f*). Ob diese »Körnerplatte des Plasmas« vor oder nach dem Auftreten der neuen Kerne sich bildet, lässt sich schwer entscheiden, da die Theilungen ziemlich lebhaft erfolgen. Rechts und links von dieser Platte ist indessen das Plasma stets heller, sowohl freier von körnigen Bildungen, als auch namentlich weniger grün gefärbt, während sich die an der Aussenseite des Kernes liegende Plasmamasse durch sehr intensive Grünfärbung auszeichnet. Bald nach Bildung der Körnerplatte trennen sich die beiden Plasmahälften (wohl durch in der Mitte der Platte erfolgende Spaltung derselben) und sofort entsteht eine zwischen ihnen durchgehende sehr zarte, aber deutlich wahrnehmbare Scheidewand (Taf. XX, Fig. 8, *e*), welche die Trennung der Zelle in zwei Tochterzellen abschliesst. Ueberhaupt sind sämmtliche Membranen des Sporenmutterzellgewebes sehr zart und dünn.

Der eben angedeutete Vorgang der Theilung in den Sporenmutterzellen wiederholt sich in allen Zellen noch verschiedene Male, wie oft, kann ich nicht mit Bestimmtheit angeben, da keine Regelmässigkeit in einer bestimmten Anzahl von Theilungen befolgt zu werden scheint. Die letzte Generation ist diejenige, deren Zellen durch zwei rasch übers Kreuz auf einander folgende Zweitheilungen oder auch durch sofortige Viertheilung — beide Fälle kommen neben einander in demselben Fache vor — vier Plasmaportionen produciren, von denen jede zu einer Spore wird. Diese Theilungen der Mutterzellen in die Sporenzellen erfolgen, im ersteren Falle stets, entweder in derselben Ebene, oder, im letzteren Falle bei simultaner Theilung, nach den Ecken eines Tetraëders, so dass die Sporenzellen einmal eine zweifache Lage zu einander zeigen, dann aber auch dabei in ihrer Form wechseln. Wie Mettenius bereits bemerkt, [1]) sind die Sporen nicht nur bei einer und derselben Art, sondern auch in demselben

1) Mett. Fil. hort. bot. Lips. pag. 118.

Sporangiumfache, von zweifacher Gestalt. Es scheint dies nicht allein bei cultivirten Marattien der Fall zu sein, sondern auch, wie ich mich an Exemplaren von Marattia cicutaefolia Klf. aus Brasilien überzeugen konnte, im wilden Zustande, wenn auch hier die Normalform die überwiegende ist. In bei Weitem den meisten Fällen sind bei unseren Gartenexemplaren die Sporen nierenförmig und auf ihrer concaven Seite mit einer die beiden Enden nicht völlig erreichenden Leiste versehen (Taf. XX, Fig. 12; Fig. 13, *a*, *b*). Bei simultaner Viertheilung in kleineren Zellen oder bei reichlicherem Plasmagehalte der Mutterzellen nehmen sie jedoch fast Kugelform mit aufgesetzter sehr stumpfer, dreiflächiger Pyramide an und zeigen dann an den Pyramidenkanten je eine kurze Leiste. Dieser letztere Fall ist der seltenere, aber in ihm erreichen die Sporen wohl ihre völlig normale Ausbildung (Taf. XX, Fig. 13, *c*). Es scheint mir dies mit ziemlicher Gewissheit aus dem Verhalten der beiden Sporenformen bei der Keimung von Marattia hervorzugehen. Mettenius hat sich, so viel mir bekannt geworden ist, viel mit dem Keimungsversuche der Sporen abgemüht, ohne zum Ziele gelangt zu sein, so dass er auch von den Marattiensporen sagt, dass dieselben in unseren Gärten niemals ihre normale Ausbildung erreichten. Es ist mir in neuerer Zeit gelungen, die Sporen von Marattia cicutaefolia Klf. zum Keimen zu bringen, wobei sich Folgendes ergab.

Vierundzwanzig Tage nach der Aussaat zeigten die nierenförmigen Sporen nicht die geringste Veränderung, dagegen begannen die kugelig-tetraëdrischen Chlorophyll zu entwickeln, das erst in mehr wolkigen Massen, später in Körnerform auftrat, nachdem das Endosporium das in den drei Leisten platzende Exospor durchbrochen hatte und in Form einer stumpfen Papille herausgetreten war. Mit Jod, in Jodkalium gelöst, behandelt, färbten sich die letzteren Sporen sehr rasch, die Membranen hell gelbbraun, der Inhalt intensiv dunkelbraun. Der feinkörnige, zu farblosen Klumpen zusammengeballte Inhalt, sowie die Membran der nierenförmigen Sporen dagegen blieben, selbst nach längerem Liegen in überschüssig vorhandener Jodlösung so gut wie farblos. Auch nach weiteren 18 Tagen war das Verhältniss der Sporen dasselbe und auch jetzt zeigten die nierenförmig gestalteten keine Spur von Veränderung, während die anderen in

der Keimung bedeutende Fortschritte gemacht hatten. Diese bestehen darin, dass die Papille der primären Vorkeimzelle bedeutend heranwächst und einen Theil des Inhaltes in sich aufnimmt. Die Lappen des Exospors treten dabei durch Vergrösserung der Risse immer weiter auseinander und manchmal wird dasselbe ganz und gar zerrissen, während die Vorkeimzelle sich mehr und mehr zur Kugelform abrundet, bald die fünf- bis sechsfache Grösse der Sporen zeigend und dabei ihre Membran zu einer nicht unbeträchtlichen Dicke (bis 0,0013 Millimeter und darüber) entwickelnd. Das anfänglich um den grossen Nucleus herum liegende körnige Chlorophyll tritt allmählich an die Zellwand und bildet hier eine Lage dick linsenförmiger, ziemlich dicht bei einander liegender Körner, die jetzt bereits je einige kleine Stärkekörnchen deutlich erkennen lassen. Etwa sieben Wochen nach der Aussaat wurde die erste Theilung der Vorkeimzelle bemerkt. Dieselbe zeigte zuerst zwei Inhaltsportionen statt einer, jede mit einem excentrisch nach der Berührungsfläche zu gelegenen grossen, mit einem Kernkörperchen versehenen Zellkern und ausserdem an der der nächsten primordialen Tochterzelle angrenzenden Fläche, wie auf den anderen Stellen, eine Schichte Chlorophyllkörner. Dann trat die erste zarte Scheidewand auf und mit der Vermehrung der Chlorophyllkörner, die die Theilung durch Einschnürung in allen Stadien vortrefflich zeigten, wurde auch der der Trennungswand jeder Zelle anliegende Nucleus nach innen hin von einer Lage von Chlorophyllkörnern umhüllt. Die Lage der ersten Wand zum Scheitel der Spore, dem Vereinigungspunkte der drei Leisten, ist eine verschiedene, je nachdem die annähernd kugelige bis ellipsoidische Vorkeimzelle ihr stärkstes Wachsthum in der Richtung senkrecht zum Scheitel oder nach rechts und links von diesem zeigt. Im ersteren, häufigeren Falle, ist die Scheidewand der beiden Tochterzellen parallel zum Scheitel des Exospors, im letzteren senkrecht auf diesen gestellt. Beide Zellen theilen sich, nachdem sich der Vorkeim ziemlich bedeutend vergrössert hat, abermals, bald nach einander, bald gleichzeitig, in je zwei Zellen, so dass der Vorkeim jetzt aus vier wie Kugelquadranten geordneten Zellen von gleicher oder annähernd gleicher Grösse gebildet wird, da die neue Theilungsebene senkrecht oder fast senkrecht zur ersten steht. Seltener ist eine,

oder sind beide Wände sehr schief auf die erste Theilwand gestellt, und ebenso erfolgt in einzelnen Fällen in der einen der ersten Tochterzellen, namentlich wenn diese sich durch bedeutendere Grösse vor ihrer Schwesterzelle auszeichnet, eine nochmalige Theilung parallel der ersten Wand, ehe die weiteren Theilungen eintreten. Diese führen nach und nach, wenn sie in allen Zellen regelmässig erfolgen (was aber keineswegs immer der Fall ist), zu einem Vorkeime von eiförmigem oder ellipsoidischem Umriss, dessen alle Generationen deutlich zeigenden Zellen in einer Ebene liegen; oder aber es treten schon sehr früh, oft bereits bei vier Zellen, Wände im Sinne des Zellkörpers auf, die bei den flächenartig entwickelten erst etwas später in den mittleren Zellen sich einfinden. Die den Vorkeim nach aussen begrenzenden Wände der einzelnen Zellen gelangen dabei gegenüber den inneren, zart bleibenden Wänden zu einer beträchtlichen Dicke und differenziren bald, oft schon am einzelligen Vorkeim erkennbar, zwei Membranschichten, eine äussere, weniger starke und eine innere, dickere, die da, wo die Seitenwände der Zellen anstossen, im Bogen in diese übergeht. Die äussere dieser beiden Membranschichten wird durch Chlorzinkjodlösung licht braungelb, die innere blau gefärbt, so dass wir es bei solchen jugendlichen Vorkeimen bereits mit einer cuticularisirten Schicht gegenüber einer aus reiner Cellulose bestehenden zu thun haben, ein Verhalten, das, zusammengenommen mit dem bedeutenden Dickendurchmesser beider Zellhautschichten, die Marattien-Vorkeime trefflich charakterisirt. Schliesslich sei noch erwähnt, dass es später, nachdem die Vorkeime eine gewisse Grösse erreicht haben, in einer Randzelle, oder in zweien an entgegengesetzten Punkten liegenden Randzellen durch Auftreten einer schiefen Wand zur Bildung einer Scheitelzelle wie bei den Osmundaceen kommt und dass die ersten Wurzelhaare des Vorkeimes erst 15 Wochen nach der Aussaat gebildet wurden, an Vorkeimen, die schon aus einer ziemlichen Anzahl von Zellen bestanden. — Ich beschränke mich hier auf diese wenigen Angaben, die ausführlichere Mittheilung bis zu einer späteren Zeit verschiebend. Dagegen scheint mir wohl bereits jetzt schon der gemachte Schluss, dass die kugelig-tetraëdrischen Sporen bei Marattia die normale, allein fortbildungsfähige Entwickelungsform sind, erlaubt.

Nicht selten sind auch andere abnorme Sporenformen: solche, die (durch eine unterbliebene zweite Theilung) eine bedeutendere Grösse erreicht haben, sowie solche, welche in Folge unvollständig erfolgter Theilungen lappige Formen zeigen, wie sie die Figuren 13 und 14 auf Taf. XX darstellen. Die Lappenbildung tritt hier in allen Graden zum Vorschein; bald finden wir den einen Theil nur wie ein kleines, buckeliges Anhängsel der Spore (Taf. XX, Fig. 13, *e*; Fig. 14, *e*), oder die Abschnürung geht tiefer, aber beide Lappen sind sehr ungleich entwickelt (Taf. XX, Fig. 13, *d*; Fig. 14, *d*, *f*, *g*), oder beide Sporenhälften haben annähernd gleiche Grösse (Taf. XX, Fig. 13, *g*, *h*, *i*; Fig. 14, *a*, *b*), oder endlich kommt es, wenn auch selten, zur Bildung dreilappiger Sporen, deren Theile nur noch durch dünne Membranstücke zusammenhängen (Taf. XX, Fig. 14, *c*). Bei diesen abnormen Gestalten, die ich übrigens nur bei den nierenförmigen Sporen beobachtete, zeigt dann ferner oft jeder Lappen einen eigenen Zellkern (Taf. XX, Fig. 13, *h*, *i*), oder letzterer nimmt absonderliche Formen an, wie z. B. in der auf Taf. XX, Fig. 13, *g* gegebenen Zeichnung, wo derselbe auf der einen Seite einen ziemlich langen, griffelartigen Fortsatz besitzt.

Bereits während der letzten Sporentheilungen ist eine bedeutende Auflockerung der Membranen der Mutterzellen sowohl, als auch der innersten, die Sporenfächer auskleidenden Zellenschichten eingetreten. Namentlich findet dies in den letzteren, wie schon erwähnt, und von den Gummi führenden Zellen ausgehend, meistens schon früher und in stärkerem Grade statt. Die Zellmembranen sind zunächst noch scharf contourirt, jedoch von bedeutenderem Dickendurchmesser. Sie lassen sich mit der Präparirnadel leicht zerstören, ziehen sich dabei zu zähen Gallertfäden aus und machen um diese Zeit einen guten zusammenhängenden Schnitt durch ein Sporangiumfach kaum möglich. Mit der raschen Ausbildung der Sporen schreitet auch die Quellung der Membranen weiter vor. Die sich bildende Gallerte dringt zwischen die einzelnen Sporen der Vierlingsgruppen, ohne aber viel an deren Lage zu ändern; ihre innere Begrenzung ist bald nicht mehr, die äussere der sich gleichzeitig trennenden und abrundenden Zellen noch eine Zeit lang scharf sichtbar (Taf. XX, Fig. 10), bis endlich auch die letztere verschwindet und die

Sporen nun, gewöhnlich noch gruppenweise, in einer dünnen, sich immer mehr verflüssigenden Gallerte eingebettet liegen, die endlich, nach vollständiger Ausbildung der Sporen, ganz verschwunden ist.

Die Sporen-Plasmaportionen umhüllen sich während dieser Auflockerung der sie umgebenden Membranen mit einer zunächst sehr zarten, hyalinen Cellulosemembran und zeigen ausserdem einen deutlichen, meist mit Kernkörperchen versehenen Zellkern. Die Sporenmembran verdickt sich dann ziemlich rasch und lässt auch sehr bald die Leiste der concaven Seite, oder bei kugelig-tetraëdrischer Form die drei Leisten der Pyramidenflächen, deutlich erkennen, ist aber noch vollständig glatt. Erst wenn das Dickenwachsthum der Membranen fast vollendet ist, treten auf der Oberfläche die das Exosporium charakterisirenden kleinen, warzenförmigen Stachelchen auf und es findet dann ein Spaltung der Sporenmembran in drei Schalen statt: das Auftreten einer inneren, äusserst zarten, einer mittleren starken und einer äusseren, sehr dünnen, die Stacheln tragenden Schicht. Die Innenschicht bildet das Endosporium, die beiden äusseren setzen das Exospor zusammen, dessen stärkere Schichte sich auf Zusatz von Schwefelsäure graugelb bis braungelb, die äussere, stacheltragende hellgelb färbt. Das Plasma der Sporen zeigt nun zahlreiche kleine Fetttröpfchen, dagegen kein Chlorophyll und keine Stärke. Die Länge der nierenförmigen Sporen beträgt bei Marattia cicutaefolia Klf. 0,020—0,029 (meistens 0,027), die Breite (in der Durchschnittsebene der Längsleiste) 0,011—0,015 (selten bis 0,020), die Dicke (senkrecht zur Durchschnittsebene der Leiste) meistens 0,014—0,015 Millimeter. Bei den kugelig-tetraëdrischen Sporen ist der Durchmesser 0,025—0,027 Millimeter.

Werfen wir jetzt einen Blick auf die **Veränderungen, welche das Sporangium während und nach der Sporenentwickelung erleidet.** Diese beginnen damit, dass zunächst seine anfänglich ganz freien Hälften an ihrem Aussenrande auf eine Strecke mit einander verschmelzen und so einen einzigen geschlossenen Körper bilden, der nur in seinem Inneren noch eine mediane Längsspalte zeigt. Diese Vereinigung der beiden Sporangiumlappen fällt bald noch vor die Zeit der völligen Differenzirung des Sporenmutterzellgewebes oder der ersten Thei-

lungen innerhalb desselben, bald auch noch etwas später. Die Höhe des übrig bleibenden Spaltes ist bei den einzelnen Arten der Gattung nicht ganz gleich. Bei Marattia cicutaefolia Klf. (Taf. XXI, Fig. 18) geht derselbe bis etwa zu halber Fachhöhe und ist überdies sehr schmal. Bei Marattia purpurascens De Vriese (M. Ascensionis Sm.) zeigt sich das Verhältniss meistens als ein ähnliches (Taf. XXI, Fig. 21); dagegen ist bei Marattia alata Sm. (Taf. XXI, Fig. 19) und bei Marattia laxa Kze. (Taf. XXI, Fig. 20), sowie bei der Marattia Kaulfussii Sm. (Taf. XXI, Fig. 22) die sich vereinigende Strecke der Sporangienhälften von geringerer Höhe, der Spalt daher mächtiger erhalten und ausserdem bei Marattia Kaulfussii Sm. und Marattia laxa Kze., noch mehr aber bei Marattia alata Sm. von bedeutender Breite, wie bei Marattia cicutaefolia Klf. Bei der Vereinigung tritt ferner manchmal eine geringe Verschiebung der beiderseitigen Zellen ein. Sie ist ausserdem niemals von bedeutender Festigkeit, so dass eine spätere Trennung sehr leicht vor sich geht; und endlich treten häufig Unterbrechungen auf, Stellen, an welchen die Verschmelzung der Sporangienhälften überhaupt dann für immer unterbleibt (Taf. XXII, Fig. 16, *sp*).

Der Vereinigung der Sporangienlappen folgt nun eine weitere Streckung der in der medianen Längsebene zwischen Stiel und Spalte des Sporangiums liegenden drei bis fünf bereits früher erwähnten Zellschichten, sowohl in verticaler, als auch horizontaler, parallel dem Nerven verlaufender Richtung, so dass der Längen- und Höhendurchmesser den der Breite bald bedeutend übertreffen und die Zellen dieser Schichte ein tafelförmiges Ansehen bekommen (Taf. XXI, Fig. 17, *p*; Fig. 15, *p*, *x*). In der Regel bleiben indessen die oberen Zellen dieses Stranges niedriger (im Verticalquerschnitt und — Längsschnitt gesehen), als die weiter unten gelegenen (Taf. XXII, Fig. 23; Taf. XXI, Fig. 15). Mit der Streckung der genannten Zellen ist weiter eine Verdickung der Membranen derselben verbunden, die von den dem Spalt zunächst angrenzenden Zellen ausgehend, nach abwärts, dem Nerven zu, vorschreitet, letzteren jedoch niemals erreicht und überhaupt, was den Dickendurchmesser der Zellwände betrifft, nach unten hin allmählich an Intensität abnimmt (Siehe die zuletzt citirten Figuren, sowie Taf. XXII, Fig. 23, *x*).

Im fertig ausgebildeten Zustande erscheinen dann die dicken, mit zahlreichen feinen, cylindrischen Tüpfelkanälen versehenen Membranen, die sich ausserdem bei völliger Reife des Sporangiums, wie die gleichwerthigen Zellen der Querscheidewände, gelb bis gelbbraun färben, in der Mittellinie des Stranges, sowie im ganzen oberen Theile desselben, am mächtigsten entwickelt und nehmen nach abwärts nach und nach, beiderseits nach den Sporangienfächern zu aber ziemlich plötzlich an Stärke ab, in letzterer Richtung sehr rasch in die wenig verdickten äusseren Zellschichten der Sporangium-Längsscheidewand übergehend (Taf. XXII, Fig. 23, *x* und *p*), die ihrerseits wiederum einen sehr allmählichen Uebergang zu dem die Sporenfächer auskleidenden zartwandigen Gewebe machen.

Derselbe Verdickungsprozess zeigt sich zu gleicher Zeit in den Scheidewänden des Sporangiums, ebenfalls in einer Stärke von drei bis fünf Zellschichten. Die hier radial gestreckten Zellen erhalten nach und nach dicke Wände mit zahlreichen engen Tüpfelkanälen (Taf. XXII, Fig. 23, *ss*) und deutlicher Intercellularsubstanzlamelle, die auch in dem verdickten Zellstrange der mittleren Längsscheidewand nicht fehlt. Wie in letzterer, so nehmen ferner auch in den Querscheidewänden die Verdickungen der Zellwände nach dem Umfange des Sporangiums hin sowohl in radialer (Taf. XXII, Fig. 23, *s*), als auch in der Breitenrichtung (Taf. XXII, Fig. 24) allmählich ab, so dass einerseits die die Sporangienwand unmittelbar erreichenden Zellschichten dünnwandig bleiben (Taf. XXII, Fig. 24, *nn*), andererseits die Scheidewände da, wo sie der medianen unteren Längswand ansitzen (Taf. XXII, Fig. 23, *m*), am breitesten sind (Taf. XXII, Fig. 24, *m*).

Das von den Scheidewänden umschlossene Sporenfach bleibt auf seiner inneren, der medianen Spalte zugewendeten Seite nur von einer (seltener zwei) Schicht sehr zartwandiger, vertical längsgestreckter Zellen verschlossen (Taf. XXI, Fig. 15, *zws* in der Entwickelungsperiode des Sporangiums, in welcher die Verdickung der Scheidewandzellen erst beginnt), die keine Verdickung ihrer Membran erfahren, während im Bereiche der Scheidewände (Taf. XXI, Fig. 15, *s*) sich die der Mittelspalte angrenzenden Wandzellen ebenfalls stärker verdicken (Taf. XXII,

Fig. 23, *w*). Das Letztere ist nun auch mit der äussersten Zellenlage der Sporangiumaussenwand der Fall (Taf. XXI, Fig. 17, *w*), die jetzt, nach ziemlich vollendeten Theilungen, aus unregelmässig polygonalen Zellen mit sich nach und nach verdickenden Membranen besteht, wie dies der Horizontalschnitt Taf. XXI, Fig. 17 zeigt, welcher in *p* die horizontal durchschnittenen Zellen der medianen Längswand, in *w* die äusserste, unverletzt gebliebene Zellenlage der Sporangienwand, in *xx* die Trennungslinie beider erkennen lässt.

Alle diese Veränderungen erfordern noch eine ziemlich lange Zeit nach der völligen Ausbildung der Sporen. Die Untersuchung der Sporangienentwickelung wurde im ersten Drittel des Mai begonnen. Ende Juli waren die meisten Sporen ihrer Reife nahe; Anfang August war dieses an fast allen Theilen des der Beobachtung dienenden Blattes der Fall. Dagegen begannen die Sporangien hie und da sich erst zu Anfang des November zu färben, und vom 20. bis zum 25. November konnte das erste Aufspringen derselben notirt werden. Wenn diese lange Zeitdauer zwischen der Ausbildung der Sporen und der endgültigen Entwickelung des Sporangiums zum Theil auch der Ungunst des diesjährigen Sommers zuzuschreiben ist und man überhaupt annehmen muss, dass in der Heimath der Marattien die ganze Entwickelungsperiode bedeutend rascher verläuft, so unterliegt es doch wohl keinem Zweifel, dass, in entsprechender Abkürzung der in unserem Falle gewonnenen, zwischen den einzelnen Entwickelungsstufen gelegenen Zeiträume, die letzte Gestaltung der Sporen etwa in der Mitte der Entwickelungszeit des ganzen Sporangiums abgeschlossen wird.

Auf der letzten Entwickelungsstufe der Sporangien-Längsscheidewand und der Querscheidewände mit ihren Membranverdickungen, sowie der Sporangienaussenwand, liegen die farblosen Sporen bereits fast trocken in ihren Fächern und das die Sporangienfächer auskleidende dünnwandige Gewebe fängt an, in seinen innersten Zellenlagen zu vertrocknen und zusammenzuschrumpfen. Zugleich färbt es seine Membranen zunächst gelblich, dann mehr oder minder dunkler braun oder bräunlich violett. Auch die zwischen den Fachwänden gelegene und die Fächer nach innen verschliessende Schichte zartwandiger Zellen

(Taf. XXI, Fig. 15, *zws*) verliert ihren Zelleninhalt und die sich bräunlich färbenden Wände vertrocknen und werden somit durch die festen Scheidewände in grössere Spannung versetzt, die schliesslich dahin führt, dass sie beim Aufspringen des Sporangiums zerreissen und dadurch die einzelnen Fächer nach innen öffnen. Das Oeffnen des Sporangiums selbst erfolgt durch jetzt stattfindende Trennung der verwachsenen Randstrecke, wobei die dort liegenden Zellen sich nicht immer glatt auseinanderlösen, sondern häufig auch zerfetzte Membranlamellen zeigen. Mit dem weiteren, nun rasch erfolgenden Austrocknen verbreitert sich der zuerst schmale Längsriss und erweitern sich auch die Innenspalten der einzelnen Fächer, bis zuletzt die beiden Sporangienklappen unter spitzerem oder stumpferem Winkel auseinandertreten (Taf. XXI, Fig. 30). Gleichzeitig bräunen sich die Zellwände des sehr kurzen Stieles bis zu einem schliesslich tiefen Schwarzbraun, doch abwärts nur bis zu einer mehr oder weniger in der Ebene der Fiederchenunterfläche liegenden oder schwach concav in das über dem fertilen Nerven liegende farblose Blattparenchym eingreifenden Zone, die den Fibrovasalbündel nicht ganz erreicht. Die dieser Zone angrenzende Zellenschicht des Blattgewebes verdickt die nach aufwärts dem Sporangium zugekehrten Wände ihrer Zellen, weniger die Seitenwände, analog den Epidermiszellen, wobei gewöhnlich auch eine leichte Gelb- oder Braunfärbung derselben eintritt. Die unterste Zellschicht des schwarzbraunen Stielgewebes vollführt dasselbe, doch meistens schwächer, in entgegengesetzter Richtung; es lösen sich die Zellen inmitten dieser verdickten Wandschichte später auseinander, so dass das Sporangium abfällt, oder der Zusammenhang in dieser Schicht wird doch ein so wenig fester, dass eine leichte Berührung das Sporangium zum Abspringen bringt und dann eine dunkler gefärbte Stelle verschiedenen Umrisses, von vertrockneten Spreuschuppenresten umgeben, auf der Fiederchenunterfläche als »Receptaculum« erkennbar wird.

Mit der in vorstehenden Zeilen versuchten Schilderung der Sporangienentwickelung der Marattia cicutaefolia Klf. stimmen nun die übrigen von mir (doch meistens nur in vorgeschritteneren Stadien) beobachteten, oben genannten anderen Arten der Gattung im Wesentlichen überein. Die sich darbietenden Unter-

schiede sind geringfügige, nur auf der grösseren oder geringeren Mächtigkeit in der Entwickelung einzelner Theile des Sporangiums, oder des ganzen Sporangiums in Länge und Höhe, Anzahl der Fächer, Ausdehnung des Spaltes, Divergenz der beiden Klappen nach dem Aufspringen u. s. w. beruhende. Bei der Marattia Kaulfussii Sm. ist es die starke Ausbildung des Stieles, die vor Allem in die Augen fällt. Bei Marattia salicifolia Schrad. ist das wenigfächerige Sporangium birnförmig nach oben verschmälert und nur durch einen sehr kurzen Spalt an seinem Scheitel geöffnet (Taf. XXII, Fig. 36, 37). Marattia Boivini Mett. und vorzüglich die Marattia microcarpa Mett. besitzen sehr kleine Sporangien. Bei Marattia alata Sm. und bei Marattia laxa Kze. tritt die bedeutendere Entwickelung der mittleren Längsscheidewand hervor, welche, den Spalt in seiner Höhe verringernd, aber dafür im unteren Theile verbreiternd, eine vollständigere Trennung der Fächer an dieser Stelle bewirkt. Am innigsten schliesst sich der Marattia cicutaefolia Klf. die Marattia purpurascens De Vriese (M. Ascensionis Sm.) an, welche sich hauptsächlich nur durch massigeres Auftreten des Chlorophylls in allen Theilen des jüngeren und halbreifen Sporangiums auszeichnet, weshalb dieses intensiv grün (bei Marattia cicutaefolia Klf. blass grünlich) erscheint, wie denn überhaupt die Marattia purpurascens durch fleischigere, dunkler grüne Blätter vor den übrigen cultivirten Arten charakterisirt ist. Es sind dies Merkmale, die bei der Trennung der einzelnen Formen Berücksichtigung finden dürften, deren genauere Verfolgung hier aber eine bedeutende Erweiterung der Untersuchungen und grosses, namentlich lebendes Material voraussetzen würde. Spätere Zeiten werden dies vielleicht ermöglichen.

Abnormitäten des Sporangiums sind im Ganzen bei Marattia seltener. Häufig kommt es zwar vor, dass das Sporangium, namentlich bei Arten mit bedeutender Ausdehnung desselben in die Länge, wie etwa Marattia sorbifolia Sm., durch locale schwächere Entwickelung in der Höhenausdehnung Einschnürungen zeigt. Selten dagegen ist es, dass ein und derselbe Nerv zwei gesonderte, vollkommen ausgebildete Sporangien unmittelbar hinter einander entwickelt, wie ich es einmal bei Marattia salicifolia Schrad. an einem Exemplare von Natal beobachten

konnte. Die beiden Sporangien waren in diesem Falle etwas schwächer ausgebildet, wie gewöhnlich. Sodann beobachtete ich in einem anderen Falle bei Marattia fraxinea Sm., ebenfalls an einem afrikanischen Exemplare, dass ein auf der Gabelung eines Nerven entstandenes Sporangium dieser Verzweigung folgte, so dass es schwach halbmondförmig mit ebensolchem Spalt erschien, die concave Seite entsprechend der Oeffnung der Gabelung dem Fiederchenrande zugewendet (Taf. XXII, Fig. 35). In vollkommenerer Weise war dasselbe bei einem Exemplare der Marattia cicutaefolia Klf. aus Brasilien, einem Originale der Gymnotheca Raddiana Presl's, der Fall. Das hier stark ungleich zweilappige Sporangium war bedeutend mächtiger entwickelt, wie bei voriger Art, die concave Seite winkelig einspringend, der Spalt zwischen den Klappen geknickt (Taf. XXII, Fig. 33). Bei einem anderen Fiederchen der letzterwähnten Art endlich war ein Sporangium vollkommen doppelt ausgebildet und zwar so, dass seine eine, etwas kleinere Hälfte dem einen, die andere Hälfte dem zweiten Aste einer Nervengabelung aufsass (Taf. XXII, Fig. 34). Beide Hälften waren auf eine ziemlich breite, den halben Längsdurchmesser übertreffende Strecke mit einander verschmolzen und zeigte jede ihren normalen, schwach in entgegengesetzter Richtung gebogenen Längsspalt, ausserdem aber noch einen beide Längsspalten verbindenden, etwa über die Mitte der Vereinigungsstelle von einem Gabelaste zum andern verlaufenden Querriss.

Ueberblicken wir die sich bereits jetzt aus den vorliegenden Untersuchungen ergebenden **Resultate,** so ist es zweifellos, dass, abgesehen von dem bekannten Baue des Sporangiums, sich die Marattiaceen von allen anderen ihre Sporangien als Trichombildungen entwickelnden isosporen Gefässcryptogamen dadurch unterscheiden, dass nicht eine einzige, sondern eine ganze Gruppe von Epidermiszellen durch ihre verticale Streckung, bei Marattia vielleicht noch etwas von dem darunter liegenden Blattparenchym unterstützt, dem Sporangium den Ursprung giebt. Sie machen hierdurch und durch die an die Pollenentwickelung bereits er-

innernde Bildung der Sporen im Innern der Sporangienfächer den entschiedenen Uebergang zu den Phyllosporangieen, repräsentirt durch die Ophioglossaceen, bei denen die Entwickelung der Sporen in den Fächern des fertilen Blattsprosses, den endogen aus differenzirtem Blattparenchym hervorgegangenen Sporangien, erfolgt, umschlossen von mehreren Lagen parenchymatischen Zellgewebes, das bei Ophioglossum sogar von der mit Spaltöffnungen versehenen gewöhnlichen Epidermis überzogen ist. Stellen wir den fertilen Blatttheil der Ophioglosseen dem Staubblatte der Phanerogamen gegenüber, so ist die Aehnlichkeit des Sporangiums mit dem Antherenfache unverkennbar, und die Ophioglossaceen würden dann die eine Reihe der Gefässcryptogamen, die Isosporeae, mit den Phanerogamen verbinden, so dass sich das System dieser Reihe folgendermassen gliedert:

I. Isosporeae.
- A. Trichosporangiae.
  - 1. Hymenophyllaceae. } Filices.
  - 2. Gleicheniaceae. }
  - 3. Schizaeaceae. }
  - 4. Osmundaceae. }
  - 5. Cyatheaceae. }
  - 6. Polypodiaceae. }
  - 7. Equisetaceae (nach Hofmeister).
  - 8. Marattiaceae.
- B. Phyllosporangiae.
  - 9. Ophioglossaceae.

II. Heterosporeae.

Das Weitere über die zuletzt angedeuteten Beziehungen behalte ich mir, augenblicklich von einer Kritik des Cohn'schen Systemes der Gefässcryptogamen*) absehend, für eine demnächst zu veröffentlichende Arbeit vor.

---

*) Hedwigia 1872, pag. 18.

Leipzig, im December 1871.

Erläuterung der Abbildungen

auf Tafel XX—XXII.

Tafel XX.

Fig. 1. Marattia cicutaefolia Klf. Verticalquerschnitt durch die Fiederchenlamina eines noch völlig eingerollten, eben erst zwischen den Stammschuppen (Stipulae der Blätter) hervorgetretenen Blattes. *n* steriler Nerv; sp^2 erste Anlage des Sporangiums, angedeutet durch die beginnende Streckung der Epidermiszellen; sp^1 älteres Sporangium, bei welchem bereits die Abscheidung einer unteren Zellschicht aus den Epidermiszellen erfolgt. Vergr. 240.

Fig. 2. Marattia cicutaefolia Klf. Weiter vorgeschrittenes jugendliches Sporangium, den Anfang der Lappenbildung am Scheitel zeigend. *a* Gefässbündel, noch ohne die Verdickungen seiner Gefässzellen. Verticalquerschnitt in 240facher Vergr.

Fig. 3. Marattia cicutaefolia Klf. Verticalquerschnitt durch ein noch weiter entwickeltes Sporangium. *w* Wandzellen; *sp* das sich differenzirende Gewebe des Sporenraumes; *s* Zellhöcker, auf welchem sehr häufig die Spreuschuppen gebildet werden. Vergr. 240.

Fig. 4. Marattia cicutaefolia Klf. Hälfte eines noch älteren Sporangiums mit bereits bedeutender Entwickelung seiner beiden Lappen. *w* Wandschicht und *c* Sporenraum des einen Lappens; *b* die zum kurzen Sporangienstiele und der medianen Längsscheidewand werdenden Zellen; *a* Gefässbündel. Die punktirten Linien in einigen Wandzellen deuten eben erst entstandene radiale Zellwände an. Vergr. 240.

Fig. 5. Marattia cicutaefolia Klf. Weiteres Entwickelungsstadium des Sporangiums im Verticalquerschnitt. Bei *c* fangen die Zellen des Sporenmutterzellgewebes an, ihren Plasmainhalt grün zu färben; *b* die mit dem farblosen, feinkörnigen Plasma dicht erfüllten Zellen des Stieles und der Längsscheidewand; *a* Gefässbündel. Vergr. 240.

Fig. 8. Marattia cicutaefolia Klf. Verticalquerschnitt durch die untere Wandparthie und einen Theil des Faches. *a* Wandzellen mit grossem, der Innenwand anliegenden Zellkern und wandständigem Chlorophyll; *b* mittlere Zellen der Sporangiumwand mit strahliger Ausbreitung des Plasmas und reihenweise geordneten Chlorophyllkörnern in den beiden äusseren Schichten, chlorophyllfrei in der dritten Schichte; *m* dritte Wandschicht mit sehr plasmareichen, chlorophyllosen Zellen; *c* Zellen, welche später gummificirt werden; *d*, *e* und *f* Mutterzellen des Sporengewebes und zwar *d* ungetheilt, *f* in Theilung begriffen, *e* mit fertig gebildeter Scheidewand. Das Uebrige im Texte. Vergr. 500.

Fig. 9. Marattia cicutaefolia Klf. Gruppe von Sporen in verschiedenen Stadien der Theilung, noch ohne Membran und in bereits bedeutend aufgelockerter Gallertschichte der Mutterzellmembranen liegend. Letztere wurde fortgelassen. Vergr. 500.

Fig. 10. Marattia cicutaefolia Klf. Vierlingsgruppen von bereits mit dünner Membran umgebenen Sporen in den weiten Gallerthüllen der Mutterzellen. Vergr. 240.

Fig. 11. Marattia cicutaefolia Klf. Zwei Sporengruppen. Die aufgequollenen Membranen der Mutterzellen sind bereits vollständig in einander verschmolzen, die Membranen der Sporen schon deutlicher, das Sporenplasma ist bereits farblos. Vergr. 500.

Fig. 12. Marattia cicutaefolia Klf. Zwei Sporen mit bereits ausgebildeter Leiste, doch mit noch glatter Membran, von der Seite und vorne gesehen. Vergr. 500.

Fig. 13. Marattia laxa Kze. Sporen; *a*, *b* und *c* normal und zwar *c* mit Pyramidenflächen und drei Leisten; *d*—*i* mit Lappenhildung verschiedenen Grades. *h* und *i* besitzen zwei Kerne und in *g* ist der eine Kern sehr abnorm ausgebildet. Vergr. 500.

Fig. 14. Marattia cicutaefolia Klf. Gelappte oder Doppelsporen verschiedener Bildung und zwar deren Exosporium im optischen Durchschnitt, mit Weglassung des Inhaltes. Vergr. 500.

Tafel XXI.

Fig. 6. Marattia cicutaefolia Klf. Verticalquerschnitt mitten durch eine Scheidewand, mit beginnender radialer Streckung der Zellen derselben. *b* die sich vertical und horizontal, mit dem Gefässbündel *a* gleichlaufend, streckenden Zellen des Stieles und der Längsscheidewand. Vergr. 120.

Fig. 7. Marattia cicutaefolia Klf. Verticalquerschnitt durch ein Sporenfach. *w* äussere, *wi* innere Wandzellen, beide durch die Vertheilung ihres Inhaltes etwas verschieden; *m* mittlere Zellschichten der Sporangienwand; *c* innerste, den Sporenraum auskleidende, chlorophyllose Zellschicht, die später resorhirt wird; *sp* in Theilung hegriffene Sporenmutterzellen; *a* Längsscheidewand der beiden Sporangienhälften. Vergr. 240.

Fig. 15. Marattia cicutaefolia Klf. Verticallängsschnitt durch die Mitte des Sporangiums an der Längsspalte fortgeführt, so dass der ohere Theil des Schnittes unverletzt ist. *s* Scheidewand; *zws* die das Fach nach Innen verschliessende einfache Schicht zartwandiger Zellen; *x* die oheren kleineren, *p* die unteren grösseren Zellen der Längsscheidewand; *f* Gefässhündel. Stadium: Sporen fast völlig entwickelt, Verdickung der Zellwände in *s*, *x* und *p* dagegen kaum heginnend. Vergr. 120.

Fig. 17. Marattia cicutaefolia Klf. Horizontalschnitt durch den Stiel (*p*) des Sporangiums mit dem darangrenzenden, unverletzt gehliehenen Wandtheile (*w*); *x* Grenze zwischen heiden Regionen. Zellen in *p* noch nicht verdickt. Vergr. 240.

Fig. 18—22. Verticalquerschnitte durch Marattiaceensporangien in gleichem Entwickelungsstadium: Sporen bereits völlig entwickelt und heim

Schneiden herausfallend, dagegen in den Scheidewänden etc. kaum die Verdickung der Zellwände beginnend. Fig. 18: Marattia cicutaefolia Klf.; Fig. 19: M. alata Sm. (M. weinmanniaefolia Liebm.); Fig. 20: M. laxa Kze.; Fig. 21: M. purpurascens De Vriese (M. Ascensionis Sm.); Fig. 22: M. Kaulfussii J. Sm. (Eupodium Presl). Vergr. 14.

Fig. 25. Marattia laxa Kze. Kleines, unteres Stück eines Verticalquerschnittes durch ein halbreifes Sporangium. *st* Stiel; *e* Epidermis der Blattunterseite; *w* untere Sporangiumwand; *sp* Spreuschuppe, die hier der unteren Sporangienwand ansitzt. Vergr. 240.

Fig. 26. Marattia cicutaefolia Klf. Stück eines Fiederchens mit halbreifen Sporangien. Nat. Gr.

Fig. 27. Marattia cicutaefolia Klf. Halbreifes Sporangium von der Seite gesehen; die dunklen Stellen sind die durchscheinenden Querscheidewände. Vergr. 6.

Fig. 28. Marattia cicutaefolia Klf. Halbreifes Sporangium halbirt. Vergr. 9.

Fig. 29. Marattia cicutaefolia Klf. Fiederchenstück mit reifen, geöffneten Sporangien. Nat. Gr.

Fig. 30. Marattia cicutaefolia Klf. Reifes, geöffnetes Sporangium halbirt. Vergr. 9.

Fig. 31. Marattia cicutaefolia Klf. Reifes, geöffnetes Sporangium der Länge nach halbirt und von der Innenseite. Vergr. 9.

Fig. 32. Marattia cicutaefolia Klf. Horizontalschnitt durch ein halbreifes Sporangium, die entleerten Fächer zeigend. Vergr. 9.

Tafel XXII.

Fig. 16. Marattia cicutaefolia Klf. Theil eines Horizontalschnittes durch die obere Hälfte des Sporangiums im Stadium der völlig ausgebildeten Sporen. *v v* die Grenze der beiden Sporangienhälften, deren Vereinigung bei *sp* unterblieben ist. Vergr. 120.

Fig. 23. Marattia cicutaefolia Klf. Verticalquerschnitt durch einen Theil der Längs- und einer Querscheidewand des völlig reifen, doch noch nicht aufgesprungenen Sporangiums. *w* innere Wandzellen vor der Querscheidewand *s s*; *s* Stelle, wo letztere in die dünnwandigeren Zellen der Aussenwand übergeht und *m* Stelle, wo sie den verdickten Zellen der Längsscheidewand *x* ansitzt; *p* die dünnwandigen seitlichen Zellschichten der Längsscheidewand. Vergr. 120.

Fig. 24. Marattia cicutaefolia Klf. Verticallängsschnitt durch einen Theil eines völlig reifen Sporangiums: Querscheidewand zwischen zwei Fächern. *n* Zellen der oberen und unteren Wand; *m* Stelle, wo die untere Parthie der verdickten Scheidewandzellen der Längswand ansitzt; *x* vertrocknete Zellschicht der Querscheidewand. Vergr. 120.

Fig. 33. Marattia cicutaefolia Klf. (Gymnotheca Raddiana Pr. Original). Abnormes, zweitheiliges Sporangium. Vergr. 4.

Fig. 34. Wie Fig. 33, beide nach Exemplaren aus Brasilien.

Fig. 35. Marattia fraxinea Sm. Abnormes Sporangium nach einem afrikanischen Exemplare.

Fig. 36. Marattia salicifolia Schrad. Stück eines Fiederchens mit reifen, geöffneten Sporangien. Vergr. 3.

Fig. 37. Marattia salicifolia Schrad. Halbirtes Sporangium (reif) von der Innenseite, wie Fig. 31. Vergr. 18.

Fig. 38, 39 und 40. Marattia cicutaefolia Klf. Spreuschuppen von jugendlichen Sporangien. Vergr. 120.

Sämmtliche Figuren sind nach der Natur, die Figuren 1—25 und 38—40 mit Hülfe eines Zeiss'schen Prismas, gezeichnet worden.

IV.

Die Farne der Samoa-Inseln.

Ein Verzeichniss der bis jetzt von den Schiffer-Inseln bekannten Gefässcryptogamen, nebst allgemeinen Bemerkungen über die Systematik dieser Pflanzengruppe.

Von

Dr. Chr. Luerssen.

Kurz nach Beendigung des Druckes des in diesen „Mittheilungen" pag. 57—312 unter dem Titel „Filices Graeffeanae" gegebenen Beitrages zur Kenntniss der Farnflora der Viti-, Samoa-, Tonga- und Ellice's Inseln erhielt ich eine weitere Sendung des Herrn Dr. Ed. Graeffe, welche, einzig von der Insel Upolu stammend, ein so vortreffliches und reiches Material an Gefässcryptogamen bot, dass ich mich veranlasst sah, dasselbe nach seiner Bestimmung als Nachtrag zu erstgenannter Arbeit zusammenzustellen.

Die meisten der in oft riesigen und zahlreichen Exemplaren vorliegenden Arten sind auf dem Krater Tofua gesammelt, von dem Herr Dr. Graeffe in einer Notiz, datirt Apia auf Upolu, 6. September 1870, schreibt: „Eine der ausgezeichnetsten und reichsten Localitäten für cryptogamische Landpflanzen und Orchideen ist der ausgestorbene Krater Tofua im Westende der Insel im Aana-Bezirke. Am Kraterrande, der häufig von Wolken umlagert ist, und auf der Höhe des Berges sind alle Bäume an Stamm und Aesten mit oft schuhlangen Moosen [1]) in dichten Rasen bedeckt, zwischen welchen gewisse Farne und dann Orchideen sich angesiedelt haben. Andere

[1]) Prächtige Formen aus der Gattung Spiridens etc.

Farne lieben die feuchten und steinigen Abhänge oder klettern hoch in die Bäume hinauf, etc.“

Einige der von Graeffe in der neuen Sendung eingeschickten Arten sind für die Flora der Samoa-Inseln neu, nämlich: Adiantum diaphanum Bl., Aspidium latifolium J. Sm., Aspidium hirtipes Bl., Davallia pallida Mett., Marattia fraxinea Sm. und Selaginella flabellata Spring. Rechnen wir hierzu noch einige früher übersehene Arten, so haben wir mit Einschluss weniger als zweifelhaft angegebenen Formen für die Flora der Schiffer-Inseln zur Zeit 151 Gefässcryptogamen gegen 142 des vorigen Verzeichnisses aufzuführen.

Da Herr Dr. Graeffe seinen dauernden Aufenthalt wieder in Hamburg genommen hat, so dürften die Sammlungen desselben für die nächste Zeit wohl die letzten von jener Inselgruppe nach Europa gelangten sein. Aus diesem Grunde wurde auch das vorliegende Verzeichniss mit Wiederholung der schon früher gegebenen Nummern der Graeffe'schen und Powell'schen Sammlungen vervollständigt, damit namentlich mit Rücksicht auf pflanzengeographische Zwecke eine möglichst umfassende Aufzählung vorlag. Dies zur Entschuldigung der vielleicht als überflüssig erscheinenden Erweiterung dieses Nachtrages.

Gleichzeitig wurde die Gelegenheit benutzt, um hie und da einige die Entwickelungsgeschichte und die Systematik betreffende Bemerkungen einzuschalten. Das gegebene System, zum Theil das von Sachs in seinem Lehrbuche der Botanik (2. Aufl. pag. 324) befolgte zum Ausgangspunkte nehmend, soll dabei jedoch keineswegs von Mängeln freigesprochen, sondern nur der Beachtung und Verbesserung von Seiten der Botaniker empfohlen werden.

Cryptogamae vasculares.

Sectio I. Isosporeae.

Sachs, Lehrb. d. Botan. 2. Aufl. p. 324.

Cohors I. Trichosporangieae.

Das Sporangium geht als Produkt des Blattes als Trichom aus einer einzigen oder einer Gruppe von Epidermiszellen hervor. Letzteres ist bei den den Uebergang von den Trichosporangieen zu den

Phyllosporangieen machenden Marattiaceen und Lycopodiaceen der Fall. [1])

Fam. I. Filices.

Ordo I. Hymenophyllaceae.

Die Ordnung der Hymenophyllaceen bildet als niederste Gruppe der Gefässcryptogamen den entschiedenen Uebergang von den Muscineen zu den höher organisirten Farnen und eröffnet daher die Reihe.

Das Sporangium ist, wie ich mich an verschiedenen lebenden Arten der Gattungen Hymenophyllum und Trichomanes überzeugen konnte, ein aus einer einzigen Zelle der Columella hervorgegangenes Trichom, und sämmtliche Sporangien entwickeln sich, so weit ich dies verfolgen konnte, basipetal. [2]) Bei Hymenophyllum und Trichomanes sind die Sporangien sehr kurz gestielt, fast sitzend, sowie mit einem schiefen oder fast horizontalen, vollständigen Ringe versehen, während bei der den Uebergang zu den folgenden Ordnungen machenden Gattung Loxsoma der Sporangienstiel länger und der schiefe Ring unvollständig ist, unvollständig nach Analogie der Polypodiaceen, wie Kuhn bereits in der Botan. Zeitung von 1867 pag. 416 bemerkt, während die grösste Mehrzahl der Pteridographen, darunter auch Mettenius [3]) und Bommer [4]), der letzteren Gattung einen vollständigen, aber aus zweierlei Zellen, verdickten und nicht verdickten, bestehenden Ring zuschreibt. Auch der Bau des aus mehreren Zellenschichten bestehenden und mit Spaltöffnungen versehenen Blattes von Loxsoma deutet auf die Vermittelung zwischen Hymenophyllaceen und den übrigen Ordnungen hin, während selbst die mehrschichtigen Blätter von Trichomanes reniforme, T. elegans, Hymenophyllum demissum, H. scabrum etc. [5]) noch keine Stomata

[1]) Vgl. meine Arbeit über die Entwickelung des Marattiaceen-Sporangiums in diesen „Mittheilungen" I. pag. 313.

[2]) Vgl. Mettenius, Ueber die Hymenophyllaceae in Abhandl. d. Kgl. Sächs. Akad. d. Wissensch., mathem. physik. Classe, VII. 475 und 486.

[3]) Mettenius l. c. pag. 486, während in den Fil. hort. bot. Lips. pag. 112 der Ring von ihm als unvollständig bezeichnet wird.

[4]) Bommer, Monographie de la classe des Fougères; Classification. Bull. d. l. soc. roy. de Botan. de Belgique V, no. 3, pag. 88.

[5]) Von van den Bosch als Diplöophyllaceae bezeichnet.

aufzuweisen haben, ähnlich wie die Arten der Gattung Todea, welche einschichtige Blätter besitzen (Leptopteris Pr.), in dieser Beziehung zwischen Osmundaceen und Hymenophyllaceen stehen. Ob aber die Gattung Loxsoma als eigene Ordnung im Sinne von Presl, Mettenius, Kuhn, Bommer u. A. hinzustellen ist, darüber mag ich vorläufig noch kein Urtheil wagen. Einstweilen mag sie als eine Unterordnung bildend bei den Hymenophyllaceen stehen bleiben.

1. Hymenophyllum Sm.

1. Hymenophyllum dilatatum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 245. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 202.[1] Brack. Fil. U. S. Explor. Exped. 268.

Upolu[2]. An Baumstämmen am Krater des Mt. Tofua, häufig und in grossen Rasen reich fructificirend: Graeffe no. 1105! Ueberhaupt in der montanen Region dieser Insel sehr verbreitet: Graeffe no. 341!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 221!

Tutuila: Graeffe no. 426!

— Powell no. 105!

Die von Dr. Graeffe gesammelten Exemplare dieser Art sind identisch mit dem Hymenophyllum formosum Brack., welches Mettenius (Novara-Exped. l. c.) zu H. emarginatum Sw. (Syn. Fil. 148, 377) zieht, während er das echte H. dilatatum Sw. als nur auf Neuseeland vorkommend angiebt. Für die Viti-Inseln ist Brackenridge noch nachträglich als Gewährsmann zu nennen.

2. Hymenophyllum polyanthos Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 246. Bedd. Ferns of S. India 88, tab. 277. Brack. Fil. U. S. Explor. Expedit. 270.

— Powell no. 107!

---

[1]) Dieses Werk, sowie Beddome's Ferns of Southern India (aus dem in der ersten Arbeit einige Citate nach Kuhn's Angaben entnommen wurden) und Brackenridge's Arbeit im XVI. Bande d. U. S. Explor. Expedit. (die ich der Güte des Herrn Dr. Kuhn verdanke) sind mir erst kürzlich zugänglich geworden, weshalb ich hier die betreffenden Arten noch nachträglich citire.

[2]) Die grösste der Schifferinseln ist zwar Savai, doch ist hier Upolu, die nächst grösste, vorangestellt, weil von dieser das reichste Material vorliegt.

3. Hymenophyllum Feejeense Brack.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 246.

— Powell no. 106!

Für die Viti-Inseln giebt Brackenridge (l. c.) Ovalau, an feuchten Felsen und Bäumen bis zu 2000 Fuss, an.

4. Hymenophyllum Tunbridgense Sm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 246. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 200.

Upolu. An Baumstämmen am Krater des Mt. Tofua in grossen Rasen: Graeffe no. 1104!

Savai. An Bäumen in der montanen Region: Graeffe no. 248! [1])

2. Trichomanes L. [2])

5. Trichomanes peltatum Baker.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 237.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 313!

— Powell no. 125!

---

[1]) Hymenophyllum affine Brack. l. c. 265, tab. 37, fig. 1. — Lssn. Fil. Graeff. l. c. 247. Ovalau, an Felsen: Brackenridge! „This is related to the H. Tunbridgense; from which it is distinguished by the shorter stipe, the broader fronds, the crowded and imbricate pinnae, and particularly by its obovate, deeply divided, entirelipped indusium. In the latter respect it resembles more the H. Wilsoni, bnt the indusium is not inflated at the base as in that species; the form of the fronds and direction of the pinnae are also very different.“ Brack. l. c.

Ferner ist hier für die Viti-Inseln nach Brackenridge's Angaben nachzutragen:

Hymenophyllum flabellatum Labill. Fl. Nov. Holl. I. 101, tab. 250, fig. 1. Willd. Sp. Pl. V. 526. Hook. Sp. Fil. I. 111. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 272. Hook. Bak. Syn. 61. H. nitens RBr. Prodr. Fl. Nov. Holl. 159. Hk. et Grev. Icon. Fil. tab. 197.

Viti-Inseln: Brackenridge!

Verbr. Nenholland, Neuseeland, Lord Auckland Inseln.

„The figure of H. nitens in the Icones Filicum is a very characteristic representation of our Feejee plant. The New Zealand plant is much smaller; the fronds ovate and cordate at the base. In both the rhizoma and stipe are pilose.“ Brack. l. c.

[2]) Trichomanes Vitiense Bak. (Lssn. Fil. Graeff. l. c. 237), bisher nur von Viti bekannt, fand ich neuerdings auch in Moosrasen, welche von Frau Amalie Dietrich in Nenholland am Brisbane river, Queensland, gesammelt worden waren.

Ausser von den Viti- und Samoa-Inseln und Neu-Caledonien ist diese zierliche Art jetzt auch von den Pelew- oder Palao-Inseln (West-Carolinen) bekannt geworden. Ich fand sie, vom Capitän A. Tetens gesammelt, auf einem Stück Baumrinde, ganz von T. humile überwuchert, aber gut fructificirend.

6. Trichomanes muscoides Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 238.

— Powell no. 137!

7. Trichomanes parvulum Poir.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 239. Brack. Fil. U. S. Explor. Exped. 250.

Upolu: Graeffe no. 578!

8. Trichomanes digitatum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 239.

Savai: Graeffe no. 248!

— Powell no. 108 (T. digitatum) und no. 128 (T. Powellii Baker)!

9. Trichomanes humile Forst.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 240. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 200.

— Powell no. 101 et 262!

10. Trichomanes bipunctatum Poir.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 241.

Trichomanes Filicula Bory. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 200. Bedd. Ferns of S. India 2, tab. 7.

Upolu: Graeffe no. 567! An den Stämmen der Waldbäume auf dem Mt. Tofua, grosse Rasen bildend: Graeffe no. 1101!

— Powell no. 100! Brackenridge (An Felsen, todtem Holze und Baumstämmen, verbreitet.)! [1])

11. Trichomanes Javanicum Bl.

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 261.

var. alatum Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 242.

[1]) Nach Brackenridge l. c. 252 auch auf den Viti-Inseln häufig.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1102! Ohne specielle Angaben: Graeffe no. 339!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 225!

Tutuila: Graeffe no. 269!

— Powell no. 23! Brackenridge!

Die betreffende Varietät muss namentlich auf Upolu sehr gemein sein, da sie mir in sehr zahlreichen und prächtig und reich fructificirenden Exemplaren vorliegt. Die Grundform sah ich bis jetzt weder von den Samoa- noch von den Viti-Inseln. Brackenridge, der T. Javanicum ebenfalls auf den Viti-Inseln sammelte, giebt zwar T. alatum Bory als Synonym an, sagt aber in der Beschreibung nichts über die Form der Indusienmündung.

12. Trichomanes caudatum Brack.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 242.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 340, 342!

— Powell no. 103![1])

13. Trichomanes rigidum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 243. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 199. Brack. l. c. 260 (statt 268, wie irrthümlich citirt).

Savai. Montane Region: Graeffe no. 233!

— Powell no. 34![2])

14. Trichomanes meifolium Bory.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 243.

Trichomanes polyanthos Hook. — Brack. l. c. 258.

Trichomanes exaltatum Brack. l. c. 259: „Feejee Islands; in mountain forests, at the elevation of 1500 feet."

Upolu: Graeffe no. 343! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1106 und 1140!

Savai: Graeffe no. 233 a!

---

[1]) Für die Viti-Inseln (Lssn. l. c.) muss Brackenridge als Sammler gestrichen werden, da derselbe nur Tahiti angiebt.

[2]) „The specimens from the Feejee Islands evidently belong to the variety *β.* of Hooker, having their „ „ultimate and penultimate divisions broader and more crowded" ". Brack. l. c. 261.

Tutuila: Graeffe no. 409 et 430!
— Powell no. 35 et 129!

15. Trichomanes maximum Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 244.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 293, 349, 350! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1103!

— Powell no. 24! Brackenridge!

Wie die vorhergehende Art, so muss auch diese auf Upolu, besonders auf dem Mt. Tofua, ungemein häufig sein, da mir viele Exemplare und diese in einer Grösse und Schönheit, wie ich sie noch nie in Sammlungen sah, vorliegen.

16. Trichomanes longisetum Bory.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 245.

Savai. An Baumstämmen in der montanen Region: Graeffe no. 222!

— Powell no. 36!

Brackenridge, Fil. U. S. Explor. Exped. p. 260 giebt für diese Art auch die Viti-Inseln („an Bäumen in Bergwäldern selten") an.

Ordo II. Gleicheniaceae.

Die Ordnungen der Gleicheniaceen, Schizaeaceen, Osmundaceen und Cyatheaceen gehen wohl am naturgemässesten derjenigen der Polypodiaceen im Systeme vorauf. Besonders die beiden ersten Ordnungen sind es, welche uns als auffällige Erscheinungen unter den Gefässcryptogamen, in die Augen fallend durch den durch ihre eigenthümliche Blattbildung hervorgerufenen Habitus, wie wir ihn bei den jetzt lebenden Cyatheaceen nur noch bei Matonia, bei den Polypodiaceen der Jetztwelt auch nur in seltenen Fällen (Polypodium conjugatum Klf.) sehen, bereits in den frühesten Entwickelungsperioden unserer Erde, in denen Farne erscheinen, in grösserem Reichthum entgegentreten: als Gruppen, welche, damals sich üppiger entwickelnd, jetzt im Aussterben begriffen sind, während die Polypodiaceen jüngeren Epochen angehören und noch jetzt in voller Entwickelung ihres Formenreichthums stehen. Auch die Bildung der Sporangien,

soweit man sie bei jenen ältesten Formen kennt, ist in den meisten Fällen eine mehr an die der heutigen Schizaeaceen erinnernde. Wollen wir einige der wichtigsten Typen jener Perioden hervorheben, so sind es solche der Gleicheniaceen, die uns in Laccopteris Münsteri und L. Göpperti Schk., Gleichenites microphyllus Schk., Andriania baruthiana Braun, Selenocarpus Münsterianus Schk. (mit — soweit erkenntlich — dem Sporangium der Cyatheaceen), Senftenbergia elegans Cda. (mit Schizaeaceen-Sporangium) u. A. entgegentreten. Der Schizaeaceen-Typus der Blattbildung macht sich uns in Sagenopteris rhoifolia Pr., Jeanpaulia Münsteriana Schk. und Anderen bemerklich. Von der Matonia-Form heben wir Thaumatopteris Münsteri Göpp. und Dictyophyllum acutilobum Schk. hervor und als diejenige unserem lebenden Polypodium conjugatum Klf. entsprechende: Clathropteris Münsteriana Schk., welche auch den Ring der Sporangien als vertikal? erkennen lässt. Palaeopteris hibernica Schimp. erinnert durch die Vertheilung seiner Sporangien über die Blattfläche und die Gestalt seiner sterilen und fertilen Fiedern am meisten an Arten der Gattung Osmunda.

3. Gleichenia R. Br.[1])

17. Gleichenia dichotoma Hook.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 249. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 223.

Upolu: Graeffe no. 291, 394!

— Powell no. 5, 146!

Für die Viti-Inseln ist Brackenridge den Sammlern hinzuzufügen.

Ordo III. Schizaeaceae.

4. Schizaea Sm.

18. Schizaea dichotoma Sm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 253. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 224.

Schizaea Poeppigiana Sturm in Mart. Flora Brasil. I. Fil. pag. 181.

Upolu. Auf dem Berge Waia bei Apia im Westende der Insel, gesellig auf dem Boden wachsend: Graeffe no. 204 a!

(Auf den Viti-Inseln nach Brackenridge auf unfruchtbarem Boden

[1]) Für die Standorte der Viti-Inseln ist von dieser Gattung nachzutragen: Gleichenia flagellaris Spr.; Lssn. l. c. 249. Ovalau: Brackenridge

verbreitet. Ferner ist in der früheren Arbeit aus dieser Ordnung nachzutragen:

Schizaea digitata l. c. 256. — Actinostachys digitata Wall.; Brack. l. c. 304: Viti-Inseln.

Lygodium reticulatum l. c. 252. — Lygodictyon Schkuhrii J. Sm.; Brack. l. c. 301: Viti-Inseln.)

Ordo IV. Osmundaceae.

5. Todea Willd.

19. Todea Fraseri Hook. et Grev.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 257.

Var. bidentata Lssn. l. c.

Savai. Feuchte Wälder der montanen Region in einer Höhe von 2000′ üb. M.: Graeffe no. 237!

Für die Viti-Inseln giebt auch Brackenridge l. c. 309 „Ovalau, in feuchten Bergwäldern selten“ an.

Ordo V. Cyatheaceae.

6. Dicksonia L'Herit.

20. Dicksonia Berteroana Hook.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 232.

— Powell no. 45!

21. Dicksonia dubia Gaud.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 233. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 221. Brack. l. c. 273 (statt 293, wie irrthümlich citirt).

— Powell no. 117!

7. Alsophila R. Br.

22. Alsophila Samoënsis Brack.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 234.

— Brackenridge!

„A. arborescens, inermis; stipitibus cum rhachi communi supra

fulvo-tomentosis; frondibus glabris fere membranaceis bipinnatis; pinnulis sessilibus elongato-lanceolatis vix acuminatis pinnatifidis, segmentis oblongis obtusis subfalcatis serratis; rhachibus partialibus cum costa venisque (tenuibus furcatis supra setosis) subtus bullato-squamosis; soris paucis infra-axillaribus costae plusquam margini proximis; receptaculo columnari squama lacera stipato; pilis clavatis inter sporangia."

„Plant arborescent and destitute of prickles. Stipes and main rhachis above furnished with a short and tawny tomentum. Fronds rather flaccid, smooth, submembranaceous, bipinnate; the primary divisions rather distant and spreading. Pinnules sessile, elongated-lanceolate, with a slightly acuminated serrate point, deeply pinnatifid at the base, while towards the point they are less so. Segments oblong, obtuse, very slightly falcate and serrated, beset with bullate scales on the costa and veins beneath; the rhachis of the pinnae and pinnules furnished above with setose hairs. Veins slender, and most prominent on the under side, usually only once forked. Sori few and small, from 4 to 8 on a segment, seated on the veins immediately below the fork, and closer to the costa than the margin. Receptacle columnar, furnished with a small lacerated scale at its base. Sporangia mixed with articulated clavate hairs." Brack. l. c.

23. Alsophila decurrens Hook.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 234.

— Graeffe no. 522! Brackenridge („Stamm 2—4′ hoch")!

24. Alsophila truncata Brack.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 234.

— Powell no. 119! In Bergwäldern, selten: Brackenridge!

25. Alsophila lunulata R. Br.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 235.

— Graeffe no. 524! Powell no. 85! An niedrigen, sumpfigen Orten: Brackenridge!

8. Cyathea Sm.

26. Cyathea propinqua Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 235.

Upolu. Montane Region, Mt. Tofua: Graeffe no. 237! — Brackenridge!

Ordo VI. Polypodiaceae.

Subordo I. Acrostichaceae.[1])

Mett. Fil. Hort. Lips. 12.

9. Acrostichum L.

27. Acrostichum conforme Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 64. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 202. Elaphoglossum Schott — Bedd. Ferns of S. India 67, tab. 198.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1114!

— Powell no. 121!

Die in der neuesten Sendung Dr. Graeffe's mir vorliegenden Exemplare dieser sehr variabelen Art gehören der Form des Elaphoglossum Feejeense Brack. an und zeichnen sich durch grosse, lanzettliche (45 Cmtr. lange und bis 3 Cmtr. breite) sterile Blätter mit verhältnissmässig kurzem Blattstiel aus, während die Vitiform viel kürzere, aber lang gestielte, breit lanzettliche bis ovale Blätter mit sehr stumpf abgerundeter Spitze besitzt. Erstere erinnern an manche der mir bekannten Cap-Formen, letztere an das Elaphoglossum obtusum J. Sm. von den Philippinen. Trotzdem möchte ich dieselben nicht als Arten trennen, da Mittelformen, wenn auch mir bis jetzt nicht aus unserem in Rede stehenden Florengebiete bekannt, existiren.

28. Acrostichum samoënse Baker.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 66. Brack. Fil. U. S. Explor. Exped. XVI. 68: Elaphoglossum Samoense Brack. sp. nov.

„E. caespitosum; stipite tereti villoso; frondibus simplicibus, subcoriaceis oblongo-lanceolatis obtusis utrinque sparse villosis, fertilibus multo minoribus lanceolatis obtusis; venis prominentibus furcatis patentibus."

[1]) Die von Mettenius l. c. gegebenen Unterabtheilungen der Polypodiaceen werden hier, bis eine bessere Begrenzung mancher Gattungen vorliegt, vorläufig beibehalten.

„Hab. Tutuila, Samoan Islands; in the vicinity of Pago-pago Bay, in mountain forests, on trees."

„Rootstock caespitose, short and globose, coated with ferruginous, villose, squamose scales. Sterile fronds subcoriaceus, oblong-lanceolate, obtuse, about a span long, and 10 lines broad, villous with sparse, brown hairs on the margin, together with the forked veins and costa, which are prominent on both sides; the fertile fronds lanceolate, obtuse, $2^1/_2$ inch. long by 6 lines broad. Stipe about 4 inch. long, that of the sterile frond about half this length, densely villose; the hairs a little deflexed."

„This is related to A. strictum of Raddi; but the fertile frond is much smaller in proportion to the sterile one than in Raddi's plant, which has a shorter stipe and narrower sterile fronds."

10. Chrysodium Fée.[1])

29. Chrysodium aureum Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 66.

Chrysodium vulgare Fée. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 202.

Upolu. Brackwassersümpfe der Küste: Graeffe no. 275, 326, 431 et 1044!

[1]) Der no. 5. Chrysodium Zollingeri Kuhn; Lssn. l. c. 69, ist als weiteres Synonym beizufügen: Cyrtogonium rivulare Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 85, tab. 11, fig. 2. Acrostichum rivulare Hook. Spec. Fil. V. 263. Brackenridge giebt diese Art für „Ovalan, Feejee Islands; banks of streams, on wet rocks, in shady places" an. Seine Beschreibung lautet:

„C. rhizomate repente; stipitibns angnlaribns paleaceis; froudibus membranaceis glabris oblongis attenuatis basi pinnatis versns apicem sinuato-pinnatifidis, fertilibus minoribus; pinnis integris oblongo-lanceolatis vel ovatis obtnsis subfalcatis apice proliferis."

„Rootstock creeping, about the thickness of a goosequill, and paleaceons; the paleae reticnlate, ovate-oblong, attenuate, dentate. Stipes angular, slightly furrowed, 4—5 inches long; that of the fertile frond 12—14 inches long, and, together with the rhachis, bearing slender, rufous paleae. Sterile fronds 8—10 inches long, smooth and membranaceous, oblong, attenuated, the base pinnate, towards the apex sinuato-pinnatifid, the latter with the obtuse points of the pinnae proliferous. Fertile fronds small, not exceeding 4 inches in length, with the points of the pinnae oblong-lanceolate or ovate, more ronnded than in the sterile ones. Sporangia of a pale straw-colonr, concealing the whole of the under snrface."

Tutuila: Graeffe no. 453!

— Powell no. 69, 70!

Graeffe's letzte Sendung enthält Blätter von 2 Meter Länge und darüber.[1])

30. Chrysodium cuspidatum Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 68.

Chrysodium repandum Mett. Novara-Exped. Bot. I. 202. — Poecilopteris J. Sm. Bedd. Ferns of S. India 68, tab. 202.

Upolu. An dunkelen, feuchten Stellen in den Wäldern der collinen und montanen Region, namentlich an Bächen auf steinigem Grunde — „selten und besonders selten fructificirend: Graeffe no. 1045!

— Powell no. 66, 67!

31. Chrysodium (Lomariopsis) sorbifolium Lssn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 71.

Stenochlaena longifolia J. Sm. — Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 75.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 1132!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 226!

Tutuila: Graeffe no. 177, 404, 555! Brackenridge!

— Powell no. 21!

Var. oleandrifolia Lssn. l. c. 73. Brack. Fil. U. S. Explor. Expedit. XVI. 75:

Stenochlaena oleandrifolia Brack. n. sp.

Die einzigen Unterschiede zwischen den mir vorliegenden Pflanzen nnd denen von Brackenridge, vorzüglich dessen Abbildung, sind folgende:

Graeffe's Pflanzen fehlt das einzige, nnterste Fiederpaar der sterilen wie fertilen Blätter, ein Umstand, der sich leicht daraus erklärt, dass dieselben ersichtlich viel jünger sind, wie das in der Abbildung l. c. dargestellte Exemplar; die eine derselben besitzt sogar noch eines der ersten, lanzettlichen, ganzrandigen, kleineren Blätter. — Dass Brackenridge's Pflanzen an der Blattspitze nnd an den Spitzen der Segmente proliferiren, dürfte dem Standorte nnd seinen Einflüssen zuznschreiben sein. — Auf die etwas verschiedene Färbung der Sporangien lege ich kein Gewicht. —

[1]) Zu den Standorten der Viti-Inseln ist noch nachzutragen: „Exploring Island Munia: Graeffe no. 1002!“ und für Tongatabu Brackenridge als Sammler zu erwähnen.

„S. rhizomate scandente; stipitibus glabris basi teretibus paleaceis; frondibus coriaceis latis pinnatis; pinnis petiolatis, sterilibus late lineari-lanceolatis acuminatis basi oblique cuneatis margine integerrimis recurvis, fertilibus linearibus elongatis acutis basi rotundatis margine leviter undulatis; rhachi paleacea hirsuta."

„Hab. Feejee Islands: ascending the trunks of trees."

„Rootstock long and climbing, about the thickness of a little finger, and almost entirely concealed with ochraceous, long, slender, submembranaceous paleae. Stipes smooth, about 5 inch. long; both kinds about equal, nearly terete at the base, with a shallow groove in front towards the base of the frond, and densely covered with long, slender, reflexed and twistet, brown paleae. Both kinds of fronds are about equal in size, broad, from 15—18 inch. long, very coriaceous, pinnate. Pinnae from 12—14 in number, about a span long, petiolate; the petiole very distinctly articulated with the rhachis: sterile ones 9 lines broad, linear-lanceolate, tapering rather suddenly into a short acuminate point, the base obliquely cuneate; the margin rather thick and recurved: fertile ones 3—4 lines broad, long-linear, acute, with a rounded base and a somewhat undulated margin.

— Powell (t. Hook.)!

11. Polybotrya H. B. K.

32. Polybotrya lomarioides Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 74.

Upolu: Graeffe no. 368!

Tutuila: Graeffe no. 423, 456! In der Nachbarschaft der Pago-pago Bay: Brackenridge (als Lomagramma pteroides — vgl. Lssn. Fil. Graeff. l. c. 75.)!

— Powell no. 26, 28!

Subordo II. Polypodieae.

Mett. l. c. pag. 12.

12. Vaginularia Fée.

33. Vaginularia Junghuhnii Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 75.

Monogramme Hook. — Bedd. Ferns of S. India 81, tab. 210.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1113!

Savai: Graeffe no. 258!

Tutuila: Graeffe no. 266!

Samoa, in feuchten Wäldern an Baumstämmen: Brackenridge! — Powell no. 11!

13. Vittaria Sm.[1])

34. Vittaria elongata Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 90, 94. Bedd. Ferns of S. India 7, tab. 21.

Vittaria plantaginea Bory, var. elongata Mett. Novara-Exped. Bot. I. 203.

Upolu: Graeffe no. 287, 391! Am Krater des Mt. Tofua: Graeffe no. 1049, 1050! An Bäumen in einem Brackwassersumpfe bei Apia: Graeffe no. 1133!

Tutuila: Graeffe no. 406!

— Powell no. 12!

35. Vittaria scolopendrina Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 95.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua an Bäumen des Kraters in riesigen Exemplaren mit Blättern von bis 1 Meter Länge: Graeffe no. 1051!

---

[1]) Mit der Gattung Vittaria vereinigt Baker in Mart. Flor. Brasil. Fil. pag. 544 einige Arten der aus so vielen unhaltbaren Formen zusammengewürfelten Gattung Taenitis Sw., wie namentlich Taenitis lanceolata RBr. und T. angustifolia RBr., beide Arten wohl mit vielem Rechte. Dass auf die Nervenanastomose kein sehr grosses Gewicht zu legen ist, zeigen uns viele andere Gattungen, in denen Arten mit freien und mannigfach anastomosirenden Nerven beisammen stehen, und die dann nach dem Vorgange von Presl, Fée und Anderen wieder in die Unzahl kleiner unhaltbarer Gattungen aufgelöst werden müssten, die glücklicherweise jetzt aus den meisten neueren pteridographischen Werken verschwunden sind. Dass ferner die Nervatur oft bei einer und derselben Form wechselt, tritt uns z. B. bei manchen Lindsayen entgegen; die Neigung der Vittaria Amboynensis Fée, hie und da Seitennerven anastomosiren zu lassen, ist bereits in dem vorliegenden Bande pag. 91 erwähnt worden. Eine durchgreifende, reformatorische Bearbeitung der Farne nach jeder Richtung hin, freilich nur dem möglich, der über ein sehr umfangreiches Material zu gebieten hat, wäre sehr am Platze, damit endlich einmal einer klaren Anschauung Bahn gebrochen wird.

Savai. An Baumstämmen in der montanen Region: Graeffe no. 219!

— Powell no. 116!

14. Antrophyum Klf.

36. Antrophyum callaefolium Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 96. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 203.

Upolu. Küsten- und Bergregion: Graeffe no. 278, 352, 376! Auf dem Mt. Tofua pseudoparasitisch an Bäumen in der Nähe des Kraters: Graeffe no. 1046! Ueberhaupt ist diese Art in schattigen Wäldern der Insel überall sehr häufig und meistens in sehr grossen Exemplaren anzutreffen, die nach Dr. Graeffe's Notiz „während der trockenen Jahreszeit oft ganz verwelken, um bei eintretendem Regen wieder aufzuleben".

Tutuila: Graeffe no. 376a!

— Powell no. 71? Brackenridge!

37. Antrophyum plantagineum Klf.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. p. 97. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 203. Bedd. Ferns of S. India 76, tab. 52 (als A. reticulatum auf der Tafel bezeichnet, doch im Texte berichtigt).

var. angustata Hook.

Upolu. Montane und Küsten-Region: Graeffe no. 279, 385! Auf dem Mt. Tofua, doch mehr in den unteren Regionen, als auf der Höhe des Berges: Graeffe no. 1047! An Mangrovestämmen in einem Brackwassersumpfe bei Apia: Graeffe no. 1134!

Tutuila: Graeffe no. 267, 405!

— Powell no. 29!

38. Antrophyum reticulatum Klf.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 98. Bedd. Ferns of S. India 76, tab. 231 (nicht 52). Brack. l. c. 63.

Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 563!

39. Antrophyum subfalcatum Brack.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 98.

Upolu. Küsten- und Berg-Region, pseudoparasitisch auf Bäu-

men: Graeffe no. 351, 1008! Am Krater des Mt. Tofua: Graeffe no. 1048!

Tutuila: Graeffe no. 276a, 406a!

— Parker! Powell no. 126!

Es liegen mir aus der letzten Graeffe'schen Sendung unter anderen auch Exemplare vor, welche die Vermuthung zulassen, als sei das Antrophyum subfalcatum Brack. nur eine Jugendform des A. reticulatum Klf. Namentlich zeigt ein Exemplar von Graeffe's no. 1048 den Uebergang von der typischen Brackenridge'schen Art zu solchen Blättern, die als schmalblätterige Form zu A. reticulatum Klf. sich ähnlich verhalten würden, wie A. angustatum Brack. zu A. plantagineum Klf.

15. Polypodium L.

40. Polypodium setigerum Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 100.

— Powell no. 96!

41. Polypodium nutans Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 101.

Prosaptia nutans Mett. Novara-Exped. Bot. I. 214.

Polypodium decorum Brack. — Bedd. Ferns of S. India 78. tab. 238a.

— Powell no. 94!

Für Viti ist der von Brackenridge genauer bezeichnete Standort des hierher gehörigen P. contiguum Brack. das Gebirge hinter Muthuata in einer Höhe von 2000'.

42. Polypodium samoënse Bak.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 102.

— Powell no. 111!

43. Polypodium cucullatum Nees et Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 102.

Calymmodon cucullatus Pr. — Bedd. Ferns of S. India 77. tab. 233.

Grammitis Bl. — J. Sm. in Hook. Journ. of Bot. III. 394.

— Powell no. 105!

44. Polypodium tamariscinum Klf.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 102. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 12. Polypodium tripinnatifidum Brack. l. c. 13.

— Powell no. 95!

45. Polypodium subauriculatum Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 103.

var. serratifolia Hook.

Upolu: Graeffe no. 379! Auf dem Mt. Tofua, riesige Exemplare: Graeffe no. 1061!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 259, a!

Tutuila. Küstenzone: Graeffe no. 433, 434, 320!

— Powell no. 124! Brackenridge!

Graeffe's no. 1061a besteht aus einigen jungen Pflanzen mit einfachen, lanzettlichen, am Rande unregelmässig gekerbten, lang gestielten Blättern, oder ebensolchen, an der Basis stark geöhrten oder mit 1—3 Fiederpaaren versehenen. Die ersteren Formen sind auf der Unterseite, vorzüglich auf den Nerven, sowie am Rande, zerstreut weich-borstig behaart. Diese Behaarung verschwindet jedoch sehr bald schon an etwas entwickelteren Formen.

46. Polypodium adnascens Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 103. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 216.

Niphobolus adnascens Klf. — Bedd. Ferns of S. India 62, tab. 184. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 38. — Niphobolus carnosus Bl.; Brack. l. c. 36. — Niphobolus varius Klf.; Brack. l. c. 38. — Niphobolus glaber Klf. Enum. Fil. 127. Brack. l. c. 38.

Polypodium varium Mett. Novara-Exped. Bot. I. 216.

Upolu. Küstenregion: Graeffe no. 288, 324, 1144! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1112! „Auf der Insel überhaupt an allen sonnigen, offenen Stellen an Bäumen, namentlich an Cocospalmen und Mangrovestämmen, das Rhizom dem Stamme dicht angedrückt und klafterlang hinaufkriechend."

Savai. Küstenregion: Graeffe no. 251!

— Powell no. 1! Brackenridge! (Niphobolus adnascens l. c., auch für die Viti-Inseln von demselben angegeben.)

Die mir von Upolu vorliegenden Formen der letzten Sammlung des Herrn Dr. Graeffe sind besonders durch bis $^1/_2$ Meter lange, schmale Blätter ausgezeichnet.

47. Polypodium Loxogramme Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 105.

Loxogramme lanceolata Pr. — Bedd. Ferns of S. India 17, tab. 51.

Upolu. An Baumstämmen in der Nähe des Kraters auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1065!

Savai: Graeffe no. 229!

Tutuila: Graeffe no. 411!

— Powell no. 97!

? 47. a. Polypodium involutum Metten.

Metten. Fil. Hort. Lips. 37, tab. XXV, fig. 26, 27; Polypod. no. 218.

Gymnogramme involuta Hook. Sp. Fil. V. 155. Hook. Bak. Syn. Fil. 387.

Selliguea involuta Kze. Linnaea XXIV. 252. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 58?

„Samoan and Feejee Islands: high on the branches of trees. In a recent state, the fronds of this species are not involute; and although in our specimens they are not so large as represented in the Icones Filicum (Hk. et Grev. tab. 53), the plant is evidently the same." (Brack. l. c.)

Haben wir es hier vielleicht mit einer Verwechselung mit Polypodium Loxogramme Mett., der auf jenen Inseln so häufigen Art. zu thun? Ich habe Brackenridge'sche Exemplare nicht gesehen.

48. Polypodium accedens Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 105.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua, an Bäumen des Kraters: Graeffe no. 1064!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 247!

Tutuila: Graeffe no. 459!

— Powell no. 93! Brackenridge!

49. Polypodium punctatum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 107.

Polypodium irioides Poir. — Mett. Novara-Exp. Bot. I. 216.

Drynaria polycarpa Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 44.

Tutuila: Brackenridge! (Für die Viti-Insel Ovalau giebt Brackenridge das P. punctatum Sw. — Drynaria obtusata Brack. — ebenfalls als auf Bäumen wachsend an.)

50. Polypodium conjugatum Klf.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 107.

— Powell no. 113!

51. Polypodium Phymatodes L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 108. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 215. Drynaria vulgaris J. Sm. — Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 53.

Pleopeltis Phymatodes Moore. — Bedd. Ferns of S. India 57, tab. 173.

Upolu. Montane und littorale Region: Graeffe no. 299, 311, 365! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1063! An Mangrovestämmen in den Brackwassersümpfen bei Apia: Graeffe no. 1141!

Savai: Graeffe no. 129, 240!

Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 462!

— Powell no. 48! Brackenridge! (der auch für die Viti-Inseln und Tongatabu als Gewährsmann zu nennen ist.)

52. Polypodium Powellii Baker.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 109.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 317 et 1143!

— Powell no. 135!

Die no. 1143 umfasst grosse, vollständige Exemplare mit Rhizom, die ohne Zweifel der Baker'schen Art angehören, und mit denen die no. 317 vollkommen übereinstimmt.

53. Polypodium longissimum Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 110.

Pleopeltis Moore. — Bedd. Ferns of S. India 59, tab. 176.

Upolu. Auf dem Berge Waia bei Apia: Graeffe no. 1142!

— Powell no. 14!

Den Synonymen dieser Art ist wohl ohne Zweifel Drynaria alternifolia Brack. U. S. Expl. Exped. 53 hinzuzufügen. Ich kenne von derselben nur ein im Kunze'schen Herbarium befindliches Original-Blattfragment mit 2 Fiedern, von Mettenius' Hand als Polypodium alternans Mett. (mscr.) bezeichnet, doch lässt dieses die oben geäusserte Ver-

muthung sehr wohl zu. Brackenridge zieht zu seiner Art das Polypodium alternifolium Willd. Spec. Plant. V. 168 (Mett. Polypod. no. 204, b, tab. I. fig. 35.), dessen Diagnose gut mit seinem Exemplare übereinstimmt, auf anderer Seite aber auch ganz für gewisse Formen des P. longissimum Bl. passt. Ebenso vortrefflich stimmt die von Mettenius l. c. gegebene Zeichnung der Nervatur und Sorusstellung mit dem Brackenridge'schen Fragmente von Drynaria alternifolia im herb. Kze. überein. Es ist daher den für die Viti-Inseln gegebenen Standorten zuzufügen: Vanua Levu, Sandalwood oder Mbua Bay am Westende der Insel: Brackenridge!

54. Polypodium dilatatum Wall.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 111.

Polypodium sylvaticum Mett. Novara-Exped. Bot. I. 215. Drynaria Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. pag. 343; dieser Name wurde nachträglich für den im Texte pag. 47 gegebenen D. acuminata Brack. gesetzt, da bereits eine D. acuminata Brack. l. c. 42, unser Polypodium accedens Bl., voraufgeht.

Upolu. Montane und submontane Region: Graeffe no. 364! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1062! Küstenregion: Graeffe no. 1062 a! (Ein Exemplar, welches sich durch derbere Textur auszeichnet.)

Savai: Brackenridge!

— Powell no. 55!

Zum Verbreitungsbezirke dieser Art müssen Tahiti und Rarotonga (Cook's Inseln) hinzugefügt werden.

16. Gymnogramme Desv.

55. Gymnogramme tartarea Desv.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 113. Brack. Fil U. S. Expl. Exped. 24.

Tutuila. An der Küste der Pago-pago Bay, auf Felsen: Brackenridge!

— Powell no. 21!

17. Adiantum L.

56. Adiantum lunulatum Burm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 116. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 203.

Upolu: Graeffe no. 377! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no.

1040! „Findet sich auf der ganzen Insel, auf dem Mt. Tofua sowohl, als auch an Mauern und Felsen in der Küstengegend."

— Powell no. 19! Brackenridge! (Auch für Viti Autor.)

57. Adiantum diaphanum Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 115. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 204.

Savai. Montane Region: Graeffe no. 1011!

18. Pteris L.

58. Pteris concolor Langsd. et Fisch.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 119.

Pteris geraniifolia Raddi. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 206. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 111.

Cassebeera pedata J. Sm. in Hook. Journ. of Bot III. 404.

— Powell no. 15! Brackenridge!

59. Pteris ensiformis Burm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 123.

Pteris crenata Sw. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 207. Bedd. Ferns of S. India 12, tab. 35. Brack. l. c. 114.

Upolu. Küstenregion: Graeffe no. 301, 304, 389! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1041!

Tutuila: Graeffe no. 436!

— Powell s. no.! Brackenridge! („Samoan and Feejee Islands. Near the sea-coast, and particularly in the vicinity of native villages and dwellings: very abundant in shady situations.")

60. Pteris biaurita L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 123.

Pteris quadriaurita Retz. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 207. Bedd. Ferns of S. India 11, tab. 31.

Campteria biaurita Hook. — Bedd. l. c. 14, tab. 44.

Pteris longipinnula Wall. — Bedd. l. c. 14, tab. 43.

Pteris repandula Link, var. — Nervi laciniarum infimi anastomosantes — P. biaurita L. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 207.

Pteris nemoralis Willd. — Brack. l. c. 114, et Pteris Blumeana Ag. — Brack. l. c. 115.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 329, 360, 399! Auf

dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1042! Ueberall an schattigen Waldstellen, namentlich aber an Waldrändern: Graeffe no. 1138!

Tutuila: Graeffe no. 464!

— Powell s. no.! Brackenridge!

Die Graeffe'schen Pflanzen gehören sämmtlich der Form quadriaurita — asperula J. Sm. an, variiren aber in Bezug auf Anzahl und Länge der Dornfortsätze auf den Nerven sehr und ebenso in Grösse, Färbung der Rhachis etc.

61. Pteris patens Hook.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 127. Bedd. Ferns of S. India 69, tab. 205.

Upolu: Graeffe no. 294, 1137!

Savai: Graeffe no. 564!

Tutuila: Graeffe no. 378!

62. Pteris aculeata Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 128.

— Powell no. 41!

63. Pteris incisa Thbg.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 129. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 208.

var. aurita Hook. et Bak.

Pteris aurita Bl. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 208. — Litobrochia Pr.; Bedd. Ferns of S. India 74, tab. 221.

— Powell no. 120!

64. Pteris marginata Bory.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 131.

Pteris tripartita Sw. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 208. — Litobrochia Pr.; Bedd. Ferns of S. India 73, tab. 220.

Upolu. Küstenregion: Graeffe no. 375, 388, 1043!

Manua: Brackenridge!

Savai: Brackenridge!

— Powell no. 74![1])

[1]) Für die Viti-Inseln ist von Arten der Gattung Pteris nachzutragen:

Pteris aquilina var esculenta Forst. — Lssn. Fil. Graeff. l c. 127. Brack. Fil. l. c. 117. — Viti-Inseln: Brackenridge!

Pteris marginata Bory. — Lssn. Fil. Graeff. l. c. 131. — Feejee Islands; on the margins of cultivated lands: Brackenridge!

Subordo III. Asplenioideae.

Mett. l. c. pag. 13, 14.

19. Blechnum L.

65. Blechnum orientale L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 133. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 208.

Upolu. Montane Region, von 500—2000′ üb. M.: Graeffe no. 277, 281, 298, 362, 1139!

— Powell no. 33! Brackenridge! (Auch für die Viti-Inseln nachzutragen!)

66. Blechnum (Lomaria) vulcanicum Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 137.

var. gigantea Lssn. l. c.

Upolu. Montane Region, am Krater des Mt. Tofua: Graeffe no. 344 und 1039!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 239, 254!

67. Blechnum (Lomaria) procerum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 138.

Lomaria procera Spr., L. capensis Willd. et L. chilensis Klf. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 209.

Lomaria procera Spr., et L. Gilliesii Hk. et Grev. — Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 126, 127.

— Powell no. 91![1])

[1]) Es ist ferner nachzutragen:

Blechnum cartilagineum Sw. — Lssn. Fil. Graeff. l. c. 132. Brack. l. c. 130. Die var. vittata l. c. wird von Brackenridge als „in wet lands“ vorkommend angegeben.

Blechnum polypodioides Kuhn — Lssn. l. c. 135. Lomaria onocleoides Spr. — Brack. l. c. 124.

Blechnum lanceolatum Sturm. — Lssn. l. c. 136. Lomaria lanceolata Spr. — Brack. l. c. 121. Mett. Novara-Exp. Bot. I. 209. Viti-Insel Vanua Levu, Sandalwood Bay: Brackenridge!

Blechnum reptans Lssn. l. c. 142. Als genauerer Standort für Fidschi ist Vanua Levu, Sandalwood Bay, auf Bäumen, zu notiren.

Woodwardia Sm.

W. media Fée. — Lssn. l. c. 142. Doodia Kunthiana Gaud. — Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 137, 138: „var. β pinnis remotis, soris fere biseriali-

20. Asplenium L.

68. Asplenium Nidus L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 146. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 211.

Thamnopteris Phyllitidis Pr. — Bedd. Ferns of S. India 42, tab. 123.

Upolu: Graeffe no. 297, 308! Küstenregion der Insel: Graeffe no. 1077! An Mangrovestämmen in den Brackwassersümpfen bei Apia! Graeffe no. 1077a!

Tutuila: Graeffe no. 407!

— Powell no. 146! Brackenridge!

Die von Dr. Graeffe auf den Samoa-Inseln gesammelten Exemplare dieser Art gehören der früher als Asplenium musaefolium Mett. unterschiedenen Form an. Eines der Blätter hat eine Länge von fast 2 Metern bei 20 Cmtr. Breite. — Brackenridge sammelte Exemplare, wie Graeffe, auch auf Tongatabu.

69. Asplenium amboinense Willd.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 148.

var. Feejeense Lssn. l. c.

Upolu: Graeffe no. 355! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1072!

Savai: Graeffe no. 241!

— Powell no. 72a! Brackenridge!

Zahlreiche grosse Exemplare, welche in Bezug auf die Länge des Blattstieles sehr variiren.

Brackenridge giebt das Vorkommen des A. amboinense und Feejeense auf Baumstämmen und feuchten Felsen, erstere Form in einer Meereshöhe von 2000 Fuss, an.

70. Asplenium multilineatum Hook.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 150.

Upolu. Montane Region, in schattigen Wäldern an den Stämmen

---

bus. Feejee Islands. In the Feejee plant, the pinnae are remote and sometimes an inch or $1\frac{1}{2}$ inches apart, with a nearly double series of sori, which, in a few instances, also occurs in some of the New Zealand specimens." Brack. l. c.

der Bäume emporkriechend: Graeffe no. 359! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1068!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 243! Brackenridge! — Powell no. 92!

var. semipinnata Lss'n. Unterste Fiederpaare an der basalen Seite nach Analogie der Pteris semipinnata L. am Grunde mit einigen grossen (bei meinen Exemplaren je drei) Fiederlappen, welche bis zur Costa hinabgehen und an ihrer Basis schief an der Aussenseite bis zum Mittelnerven abgestutzt sind.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1068a!

An älteren Exemplaren stehen die Blätter an dem weitkriechenden Rhizome oft in einer Entfernung von 9—10 Cmtr. auseinander, während sie an anderen bedeutend dichter auf einander folgen. Die Spreuschuppen gehen am Rhizom später fast gänzlich verloren.

Die auf den Viti-Inseln vorkommende var. bipinnatifida Lssn. l. c. ist mir auch in den letzten reichen Sendungen Graeffe's von den Samoa-Inseln nicht bekannt geworden. Dagegen ist ganz ohne Zweifel als ferneres Synonym hierher zu ziehen: Polybotrya marattioides Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 79, von welcher der Autor folgende Beschreibung giebt:

„Rootstock smooth, long, and climbing. Stipe angular, from 10—12 inches in length, with numerous small, appressed, peltate, reddish scales on its surface. The fronds are membranaceous, glabrous, impari-pinnate, with from 6—8 pairs of pinnae; which are nearly opposite, sessile, spreading, oblong-lanceolate and slightly acuminate, deeply serrated towards the point, from 4—5 inches long, and 10—12 lines broad, with an oblique cuneate base. Rhachis margined, and together with the costa sparsely squamose. Veins slender, parallel, simple or sometimes forking close to the costa. Fertile fronds wanting."

Im herb. Kze. Lips. findet sich ein Original-Fragment eines Blattes dieser angeblich neuen Art, und dieses stimmt so genau in Stellung, Form und Textur der Fiedern, sowie in der Nervatur mit Graeffe's no. 1068 des Asplenium multilineatum Hook. überein, dass beide nicht von einander zu unterscheiden sind. Und zwar sind es sterile, etwas üppig vielleicht in tieferem Schatten gewachsene Exemplare der no. 1068 Graeffe's, welche diese Uebereinstimmung zeigen. Zwischen diesen aber, sowie den normalen, fructificirenden Exem-

plaren der in Rede stehenden Art — dem Asplenium distans Brack. — finden sich so viele unmerkliche Uebergänge, dass es unbegreiflich erscheint, wie Brackenridge dieser Umstand entgehen konnte.

71. Asplenium emarginatum Beauv.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 151.

— Powell no. 72!

72. Asplenium tenerum Forst.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 152. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 211.

Asplenium elongatum Sw. — Bedd. Ferns of S. India 75, tab. 224.

Upolu. Küstenzone: Graeffe no. 295, 321! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1071!

Tutuila: Graeffe no. 271!

— Powell no. 39! Brackenridge!

73. Asplenium falcatum Lam.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 151. Bedd. Ferns of S. India 47, tab. 141.

Asplenium macrophyllum Sw. et A. polyodon Forst. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 212.

Asplenium macrophyllum var. urophyllum Bedd. Ferns of S. India 48, tab. 142.

Asplenium simile Bl. — Brack. l. c. 152.

Upolu. Auf der ganzen Insel, sowohl auf dem Mt. Tofua, als auch in den schattigen Wäldern der Küstenregion: Graeffe no. 280, 292, 300, 307, 382, 387, 1074!

— Powell no. 44! Brackenridge!

Auch von Brackenridge wurde diese Art auf Tongatabu und Viti gesammelt.

74. Asplenium caudatum Forst.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 156. Bedd. Ferns of S. India 48. tab. 143.

Upolu. Montane Region! Graeffe no. 346, 347! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1118!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 242!

Tutuila: Graeefe no. 419!

— Powell no. 38! (A. horridum Kaulf.)

75. Asplenium resectum J. Sm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 157. Bedd. Ferns of S. India 45, tab. 132.

— Powell no. 132 et 142!

Für die Viti-Inseln ist Brackenridge als Sammler nachzutragen! —

76. Asplenium cuneatum Lam.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 158. Brack. l. c. 163.

Upolu: Graeffe no. 285, 386, 392! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1067!

Tutuila: Graeffe no. 264, 403!

— Powell no. 65a! Brackenridge!

Uebergangsform zur var. laserpitiifolia.

Upolu. Küstenregion: Graeffe no. 305! An den feuchten Felswänden der Tobel, nicht häufig: Graeffe no. 1120!

Savai: Graeffe no. 263!

var. laserpitiifolia Lssn. l. c.

Asplenium laserpitiifolium Lam. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 212. Brack. l. c. 166. Bedd. Ferns of S. India 75, tab. 225.

Upolu: Graeffe no. 384, 527! Schattige Wälder der Küstenregion, gemein und in sehr grossen Exemplaren: Graeffe no. 1066! Montane Region: Graeffe no. 348! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1066a!

Tutuila: Graeffe no. 449, 458!

— Powell no. 65! Brackenridge!

Die mir jetzt in grösster Menge und prächtiger Conservirung vorliegenden Samoa-Exemplare dieser Art lassen mir die bereits früher l. c. aufgestellte Behauptung, dass das Asplenium laserpitiifolium Lam. nur eine entwickeltere Form des A. cuneatum Lam. sei, jetzt noch mehr ausser Zweifel erscheinen. Einzelne Exemplare lassen kaum die Entscheidung zu, welcher Form man dieselben etwa zugesellen könnte, und auch die entwickeltste Form der var. laserpitiifolia variirt so sehr in Gestalt der Fiederchen oder Segmente letzter Ordnung, von eiförmigen, fast ganzrandigen oder stumpf gekerbten bis zu schmal keilförmigen mit sehr tief und spitz eingeschnittenem, fast kammartig-stachelig aussehenden Vorderrande, dass alle Uebergänge zwischen diesen Formen vorliegen und eine weitere Gruppirung unmöglich machen. Vgl. auch A. nitidum Sw.

Für Viti ist für beide Hauptformen Brackenridge als Sammler nachzutragen.

77. Asplenium nitidum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 160. Bedd. Ferns of S. India 50, tab. 148 et var. obtusa tab. 149.

Asplenium spathulinum J. Sm. — Bedd. l. c. 75, tab. 226.

Upolu. An feuchten Felswänden der Tobel, nicht häufig: Graeffe no. 1145!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 234!

Graeffe's no. 1145, unter no. 1120 des Asplenium cuneatum Lam. gelegen, lässt mich in Zweifel, ob dieselbe dem Asplenium nitidum Sw., oder dem A. cuneatum Lam. angehöre, und deutet auf's Neue auf die etwaige Vereinigung dieser schwer auseinander zu haltenden Formen hin, die hier nur deshalb noch nicht durchgeführt worden ist, weil mir augenblicklich ein vollständigeres Material nicht vorlag.

78. Asplenium bulbiferum Forst.

Forst. Prodr. no. 426. Lssn. Fil. Graeff. l. c. 160. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 167.

Je mehr ich die in der letzten Sendung Dr. Graeffe's (no. 1107) von Upolu in so grosser Auswahl vorhandenen Formen des durchaus nicht constanten Asplenium multifidum Brack., namentlich die gröber getheilten, einer eingehenden Musterung unterwerfe, um so lebhafter drängt sich die bereits (l. c. 164) früher ausgesprochene Vermuthung auf, dass wir es in der letztgenannten Art nur mit einer Form des so sehr variablen Asplenium bulbiferum Forst. zu thun haben möchten. Manche Exemplare zeigen einen so entschieden zum Uebergang nach A. bulbiferum Forst. neigenden Charakter, dass es schwer fällt, sie als besondere Art zu trennen. Auch Asplenium Mertensianum Kze. und A. Shuttleworthianum Kze. schliessen sich entschieden, wie Hook. et Bak. Syn. Fil. 218 bereits aussprechen, den dreifach gefiederten Formen des Asplenium bulbiferum Forst. an, wie sich dieselben auf anderer Seite nur wenig oder gar nicht von gewissen Formen des Asplenium multifidum Brack. entfernen. Ja, ich möchte sogar die Behauptung aufstellen, dass das Asplenium flaccidum Forst. ebenfalls in diesen Formenkreis zu ziehen ist. Die

Beobachtung lebender Exemplare des letzteren und des A. bulbiferum Forst., sowie die Untersuchung zahlreicher Herbarexemplare, lassen kaum einen anderen Gedanken zu.

Es ist demnach Asplenium flaccidum Forst. die Ausgangsform, die sogar mit ganzrandigen, sterilen, lang und schmal grasblattartigen Fiedern vorkommt (Insel Norfolk: Cunningham no. 15). Dieser schliessen sich die Formen der Caenopteris Odontites Thbg. so innig an, dass wir eine Reihe von Uebergängen haben. Auch von Caenopteris Odontites Thbg zur Caenopteris appendiculata Labill. sind Uebergangsformen vorhanden, wie andererseits letztere ebenso durch Variationen, zu denen das Asplenium bullatum Wall. gehört, wieder mit der typischen einfachsten Form des Asplenium bulbiferum Forst. ganz allmählich verbunden sind. Wie sehr dann letzteres variirt, beweist ein Blick in jede nur einigermassen vollständige Sammlung. Den dreifach gefiederten Formen des A. bulbiferum reihen sich dann A. Mertensianum Kze. und A. Shuttleworthianum Kze. an, welche den Uebergang zu A. multifidum Brack. bilden, das seinerseits in der höchstentwickelten Form endlich im Asplenium Powellii Baker gipfelt. Halten wir diese Haupttypen fest, so bekommen wir folgende Reihe, in die ich nur die wichtigsten Synonyme, auf die zu citirenden Werke hinweisend, aufnehme. (Vgl. übrigens auch die Bemerkungen unter Asplenium dubium Brack.)

Typus I. Asplenium flaccidum Forst. Prodr. no. 426. Hook. Spec. Fil. III. 205. Mett. Asplen. no. 61 var. a, wo die weiteren Synonyme zu vergleichen sind.

Einfachste Form, einfach gefiedert, die Fiedern lederig, ganzrandig, schmal grasartig (steril) oder stumpf mehr oder minder tief gesägt (fertil). So z. B. von der Insel Norfolk: Cunningham no. 15! Neu Seeland: Merat, Hooker, Wilhelmi u. A.!

Typus II. Caenopteris Odontites Thbg. Nov. Act. Petrop. IX. 159, tab. E. fig. 1. Darea Odontites Willd. Sp. Pl. V. 296. Asplenium Odontites RBr. Prodr. Fl. N. Holl. 151. Asplenium flaccidum var. b, Metten. Aspl. no. 61, wo weitere Synonyme nachzusehen sind.

Fiedern aus breiterer Basis allmählich verschmälert, mehr oder minder tief fiedertheilig, mit zugespitzten, oder an der Fiederbasis auch breiteren, stumpfen Segmenten. Hauptsächlich auf Neu-Seeland und in Neuholland verbreitet.

Typus III. Caenopteris appendiculata Labill. Fl. N. Holl. II. 94, tab. 243. Asplenium Pr. Tent. 106; Mett. Aspl. no. 61, var. c.

Wie II, aber die basalen oberen Fiederlappen stark verlängert, fiedertheilig; wenn sich dieses auch an den nächstfolgenden Segmenten, wenn auch im schwächeren Grade, wiederholt, so haben wir Uebergänge zur einfachsten Form des A. bulbiferum, wie sie mir aus Neu-Seeland vorliegen (Hochstetter leg.).

Typus IV. Asplenium bullatum Wall. Cat. no. 215. Metten. Asplen. no. 51.

Uebergangsformen zwischen Caenopteris Odontites Thbg. und Asplenium bulbiferum Forst. in der Weise, dass die Form und Theilung der Fiedern häufig in der unteren Hälfte den Charakter der letzteren, in der oberen Hälfte dagegen ganz den der ersteren Form trägt. So z. B. von Daemel in N. S. Wales gesammelte Exemplare meines Herbars.

Typus V. Asplenium bulbiferum Forst. Prodr. no. 433. Hook. Spec. Fil. III. 196. Metten. Asplen. no. 52. Lssn. Fil. Graeff. l. c. 160.

Hierher ziehe ich jetzt auch die no. 1010 aus Dr. Ed. Graeffe's Sammlung, von der jedoch nicht gesagt wird, ob sie von den Viti- oder Samoa-Inseln stammt.

Typus VI. Asplenium laxum RBr. Prodr. Fl. N. Holl. 151. Mett. Aspl. no. 52, var.; Hook. Spec. Fil. III. 196 no. 187, var. part.

Ohne Proliferationen, mit mehr dareoiden Segmenten und oft allmählich in Typus III übergehend. Neuholland und Neuseeland.

Typus VII. Asplenium Fabianum Moore, Index Fil. 128. Hook. Spec. Fil. III. 197 (A. bulbiferum var. tripinnatum).

Blätter dreifach gefiedert, mit schmalen, dareoiden Segmenten; bereits auch durch die oft bedeutende Grösse den Uebergang zu den folgenden Typen machend.

Typus VIII. Asplenium Mertensianum Kze. Botan. Zeit. VI. 525. Metten. Asplen. no. 58, tab. V. fig. 15. 16. Hook. Syn. Fil. III. 211, und

Asplenium Shuttleworthianum Kze. Fil. I. 26, tab. 14. Metten. Asplen. no. 59. Hook. Spec. Fil. III. 210.

Mittelstufen zwischen VII und IX, mit dreifach, an der Basis fast vierfach gefiederten Blättern, erstere von der Insel Bonin, letztere von Pitcairns Insel bekannt.

Typus IX. Asplenium multifidum Brack.
Lssn. Fil. Graeff. l. c. 163.

Blätter gross, drei- und vierfach gefiedert, mit bald breiteren, bald sehr schmalen Segmenten.

Upolu: Graeffe no. 1117!

Savai; montane Region: Graeffe no. 224!

Tutuila: Graeffe no. 432!

Typus X. Asplenium Powellii Baker.
Lssn. Fil. Graeff. l. c. 164.

Blätter sehr gross, bis fünffach gefiedert.

Samoa-Inseln: Powell no. 44!

79. Asplenium dubium Brack. (non Gaud. et Mett.)

Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 172. Metten. Asplen. no. 58, b. Lssn. Fil. Graeff. l. c. 163 (unter A. multifidum Brack. in Anmerk.).

Asplenium rhizophyllum Hook. et Bak. Syn. Fil. 220, part. und Lssn. Fil. Graeff. l. c. 161.

„A. rhizomate repente; stipitibus angulatis parce paleaceo-hirsutis; frondibus membranaceis glabris deltoideo-ovatis bi-tripinnatis; pinnis suboppositis patentibus oblongo-lanceolatis; pinnulis linearioblongis inciso-pinnatifidis, laciniis linearibus obtusis; rhachi compressa marginata."

Sandalwood Bay (Vanua Levu), Feejee Islands.

„This is a Fern apparently belonging to the Darea section of Asplenium, having a black creeping rootstock, and angular, sparsely paleaceous-hirsute stipes, with small, scattered, membranaceous, smooth, deltoideo-ovate, bi-tripinnate fronds. The pinnae are subopposite, spreading, and oblong-lanceolate in form. Pinnules linear-oblong and inciso-pinnatifid, with linear and obtuse segments, and a compressed margined rhachis. Our specimens are entirely destitute of sori." Brack. l. c.

Savai; montane Region: Graeffe no. 224, a!

Meine Exemplare dieses räthselhaften Farnkrautes stimmen, was besonders das eine, jüngste anbelangt, ganz vorzüglich mit einem Originalexemplare des A. dubium Brack., welches sich im Kunze'schen

Herbarium — und zwar von Mettenius zu Scolopendrium Durvillei Bory gelegt — befindet. Durch das kriechende, bräunlichgraue (nicht schwarze, wie Brackenridge schreibt und zwar im Widerspruch mit seinen eigenen Exemplaren), mit schwarzbraunen, haarartigen Spreuschuppen wie der Blattstiel spärlich besetzte Rhizom, das dem Anscheine nach an Baumstämmen klimmt, nähert sich diese Asplenienform dem Asplenium scandens J. Sm., das ja nach Hook. et Bak. Syn. Fil. 224 auch in einer Form auf den Viti-Inseln vorkommen soll. Dagegen spricht dasselbe Merkmal gleichzeitig auch entschieden gegen eine Vereinigung mit dem in seinen Wachsthumserscheinungen sehr abweichenden Asplenium rhizophyllum Kze., wie sie in Hook. et Bak. Syn. Fil. 220 unglücklicher Weise vorgenommen worden ist.[1]) Dasselbe gilt leider ebenso in Betreff der in meiner früheren Arbeit (Fil. Graeff. l. c. 163) unter Asplenium multifidum Brack. gemachten Bemerkungen über die Formentwickelung der Blätter, die sich sämmtlich auf das Asplenium dubium Brack., nicht auf A. multifidum Brack, beziehen müssen. Freilich ist nicht zu läugnen, dass die grösseren Exemplare in ihrer Blattform, in der Art der Fiedertheilung etc., so sehr nach kleineren Blättern des Asplenium multifidum Brack. hinneigen, dass hierdurch wenigstens die frühere Vereinigung von Graeffe's no. 224, a mit dem A. multifidum Brack. in Etwas gerechtfertigt wird. Wie das Rhizom der letztgenannten Art und seiner nächsten Verwandten, des Asplenium Mertensianum Kze. und A. Shuttleworthianum Kze. beschaffen ist, ob kriechend, mit entfernt stehenden Blättern, oder aufrecht, gedrungen, die Blätter im Büschel tragend, wissen wir, dank der bekannten Art und Weise unserer gewöhnlichen Sammler, bis jetzt nicht; doch scheint es mir bei genauerer Besichtigung der Blattstielbasen von Asplenium multifidum Brack., die die Spreuschuppen des Asplenium bulbiferum Forst. tragen, wahrscheinlich, dass das A. multifidum Brack. im Wuchse mit A. bulbiferum Forst. übereinstimmt, dass also das kriechende A. dubium Brack. nicht mit ihm vereinigt werden kann.

Von dem meiner Ansicht nach zunächst verwandten Asplenium

[1]) Es muss daher das Asplenium rhizophyllum Kze., wenn Hooker und Baker sich bei Angabe des Vorkommens auf den Viti-Inseln nur auf das Asplenium dubium Brack. stützen, ganz aus der ersten Arbeit (l. c. 161) gestrichen werden.

scandens J. Sm., soweit ich dasselbe in Cuming'schen Exemplaren von den Philippinen kenne, unterscheidet sich das Asplenium dubium durch den bedeutend längeren Blattstiel, der die Lamina sogar theilweise an Länge (wie bei A. multifidum Brack.) übertrifft, während er bei erstgenannter Art äusserst kurz ist (Hook. Second Cent. of Ferns tab. 37). Ferner sind bei dem Asplenium dubium Brack. die untersten Fiederpaare von gleicher Länge oder nur sehr wenig kürzer, wie die folgenden bis zur Blattmitte, so dass die Blattspreite dadurch einen deltoiden Umriss erhält, während bei A. scandens das Blatt eilanzettlichen Umriss zeigt, da seine Fiedern von der Mitte nach der Basis zu ganz allmählich an Grösse abnehmen und schliesslich oft rudimentär werden. Wie es mit der Uebereinstimmung der Fructificationen Beider ist, kann ich leider nicht sagen, da meine Exemplare des Asplenium dubium Brack. ebenfalls, wie die von Brackenridge gesammelten, steril sind.

Und wie steht es nun mit dem Verhältnisse unseres in Rede stehenden Asplenium zu dem Scolopendrium Durvillei Bory (Voy. de l. Coquille, Bot. 273, tab. 37, fig. 1; Kze. Filic. I. 9, tab. 5.)? Mettenius, welcher in den Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 233 diesen Farn zu seiner Gattung Micropodium gezogen hat, sagt von ihm: „M. Durvillei porro foliis anomalibus sterilibus gradu altiore divisis excellit.“ Wie bereits oben erwähnt, ist das Asplenium dubium Brack. im Kunze'schen Herbar von Mettenius' Hand in den Bogen des Scolopendrium Durvillei gelegt, das mir in den Mertens'schen, auf Ualan gesammelten Exemplaren vorliegt, und das diese sonderbaren sterilen, von den normal-fertilen Blättern so sehr abweichenden Blattformen an dem hinteren Ende des Rhizomes trägt, in dieser Beziehung an gewisse Formen von Lomariopsis lebhaft erinnernd. Die Aehnlichkeit des Rhizomes und mancher der Blätter dieses Scolopendrium mit den entsprechenden Theilen des Asplenium dubium Brack. ist allerdings eine so auffallende, dass man leicht geneigt wird, beide Pflanzen als identisch anzunehmen. Dazu trägt ferner auch der Umstand bei, dass das eine Exemplar des Asplenium dubium Brack. meiner Sammlung ein von den übrigen Blättern ganz abweichendes Blatt — und zwar als jüngstes des Rhizomes — trägt: dasselbe ist nur einfach unpaarig gefiedert, mit etwa 8 Cmtr. langem Blattstiel und lanzettlichen, bis etwa 3 Cmtr. langen, 7 Mmtr. breiten, zugespitzten, am Rande ungleich gesägten Fiedern, deren Nerven

einfach, parallel, selten an der Basis gegabelt sind. Ist nun das Asplenium dubium Brack. die sterile Jugendform eines später ganz andere fertile Blattformen entwickelnden Farn und von welchem? Oder ist das eben erwähnte, einfach gefiederte Blatt nur ein abnormes, zwischengestreutes, das später den normalen, mehrfach gefiederten Formen wieder weichen muss? Wer will diese Fragen nach dem vorhandenen Material beantworten? Wir stehen hier vor einem der bei den Farnen so häufigen Fälle, in dem wir uns sagen müssen, dass eine ausreichende Kenntniss dieser Gruppe, eine naturgemässe Anordnung der Formen um so schwieriger wird, je tiefer wir in das Studium der so variablen Gestalten eindringen. Nur genaue Untersuchungen in den Tropen selbst, von kundiger Hand ausgeführt, können hier uns dem Ziele näher bringen; aber wie selten wird einem Botaniker Gelegenheit geboten, in dieser Richtung zu wirken. Bis jetzt ist der Reisende der am meisten angestaunte, der den grössten unbestimmten Heuhaufen mitbringt, der dann, in möglichst viele Fetzen getheilt, in die einzelnen Museen wandert. Es soll damit durchaus nicht gesagt sein, dass das Sammeln von Pflanzen an und für sich verdammenswerth sei; es würde vielmehr die Vernachlässigung der Systematik zur Einseitigkeit führen. Nur die Methode des Sammelns soll getadelt, und der Wunsch ausgesprochen werden, dass derjenige Botaniker, dem das grosse Glück beschieden wird, sich längere Zeit in den Tropen aufhalten zu können, nun auch, mit dem Mikroskope bewaffnet, entwickelungsgeschichtliche Fragen zu lösen versuchen möge. An Material dazu dürfte es, selbst von den Farnen abgesehen, wohl nicht fehlen.

80. Asplenium sylvaticum Pr.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 164.

Diplazium Pr. — Bedd. Ferns of S. India 53, tab. 161.

Upolu: Graeffe no. 276, 303, 395! Küstenregion: Graeffe no. 1075, 1076! An feuchten Waldstellen in der Hügelregion, nicht sehr häufig: Graeffe no. 1076a!

Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 428, 445, 521!

— Powell no. 61!

Unter den Graeffe'schen Farnen von Upolu befindet sich ein Exemplar, no. 1076b, welches dem Asplenium sylvaticum Pr. einerseits, auf der anderen Seite aber auch dem Asplenium Brackenridgii

Baker (Lssn. Fil. Graeff. l. c. 165) sehr nahe steht und es wahrscheinlich macht, dass die letztere Art nur eine Form der ersteren sei. Ein anderes Exemplar, no. 1075 a, welches mit vorigem unter A. sylvaticum lag, zeichnet sich durch tiefer, bis halbwegs zur Mittelrippe gehende Einschnitte der Fiedern aus und nähert sich dadurch dem A. speciosum Mett. (Mett. Asplen. no. 213), ist aber durch Uebergangsformen mit dem A. sylvaticum Pr. verbunden. Hooker und Baker (Syn. Fil. pag. 235) erwähnen eine ähnliche, dem Asplenium speciosum Mett. verwandte Form von Viti.

81. Asplenium japonicum Thbg.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 166.

Diplazium Schkuhrii J. Sm. — Bedd. Ferns of S. India 76, tab. 230.

Upolu: Graeffe no. 1122!

— Powell no. 99! Brackenridge! (In feuchten Wäldern.)

Zwischen meinen Samoa-Pflanzen dieser Art und denjenigen von Thwaites (no. 1343) und Nietner von Ceylon als Asplenium Thwaitesii Al. Br. in meiner Sammlung befindlichen finde ich kaum einen Unterschied. Die von A. Garrett auf der Cooks-Insel Rarotonga gesammelten Exemplare von A. japonicum Thbg. (no. 25) ihrerseits stehen der Thwaites'schen no. 3100 (Asplenium Schkuhrii Mett. — Hook.) durch die tiefer gehende Theilung ihrer Fiedern näher. Ferner scheint auch das Asplenium tomentosum Mett. (Mett. Asplen. no. 209. Asplen. lasiopteris Mett. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. II. 239; Miq. l. c. IV. 168) hierher zu gehören, und alle drei jetzt als Arten beschriebenen (A. japonicum Thbg., A. Thwaitesii Al. Br. und A. lasiopteris Mett.) sind wohl nur Formen einer Art, des A. japonicum Thbg.. Auch Hooker und Baker (Syn. Fil. 235) stellen das A. Thwaitesii Al. Br. als „intermediate between the A. japonicum Thbg. and A. lasiopteris Mett." hin.

82. Asplenium arborescens Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 167. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 213.

Upolu. Littorale und montane Region: Graeffe no. 327! Ufer der Waldbäche in der montanen Region: Graeffe no. 1121! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 315! Schattige Wälder der Küstenregion: Graeffe no. 1073!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 235!
Tutuila: Graeffe no. 420, 421, 429, 440, 446
— Powell no. 30! Brackenridge!

83. Asplenium Graeffei Lssn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 168.
Upolu. Küstenregion: Graeffe no. 356, 369!
Savai: Brackenridge!

84. Diplazium falcatum Brack.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 168.
Tutuila. In Wäldern an der Pago-pago Bay: Brackenridge!
„Distinguished from the Diplazium Sheperdi Pr. by its larger fronds, bipinnate at the base, and by the oblong-lanceolate, falcate, and coarsely serrate pinnules." (Brack. l. c. 143.)

85. Asplenium proliferum Lam.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 168.
Upolu. Montane Region: Graeffe no. 289, 363, 396! Wälder der Küstenregion, im Sande der Waldbäche bei Apia: Graeffe no. 1069! In feuchten Waldungen an den Flussufern der collinen Region: Graeffe no. 1117! (Die oft 8—9′ langen Blätter zu 20—30 auf einem Stamme. Dabei Uebergangsformen zur Varietät.)
Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 444!
— Powell no. 22!
var. bipinnata Moore. Lssn. l. c.
Upolu. Wälder der Küstenregion, im Sande der Waldbäche bei Apia: Graeffe no. 1070! (Wie die typische Form in riesigen Exemplaren in der Sammlung vertreten und zwar weit häufiger, als diese.)

86. Asplenium esculentum Pr.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 170. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 213.
Callipteris Sm. — Bedd. Ferns of S. India 54, tab. 164.
— Powell no. 62![1])

[1]) Unter Aspleninm Brackenridgii Lssn. Fil. Graeff. l. c. 165 ist als Standort für die Fidschi-Inseln nachzutragen: Vanua Levu, in der Umgebung der Sandalwood-Bay: Brackenridge!

Subordo IV. Aspidiaceae.

Mett. l. c. 13. 14.

21. Hypolepis Bernh.

87. Hypolepis tenuifolia Bernh.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 171. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 220. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 89.

Hypolepis dicksonioides Hook. — Mett. l. c. 220.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 528! Hügel- und Küstenregion: Graeffe no. 1060!

Tutuila: Graeffe no. 418! Brackenridge!

— Powell no. 57!

22? Phegopteris Fée.

88. Phegopteris macrodonta Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 172 unter Ph. irregularis Mett., bei welcher dies Synonym gestrichen werden muss.

Sagenia varia Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 183?

Die genannte Art wird von Hooker (Spec. Fil. V. 104 unter no. 407) für die Samoa-Inseln als von Milne (no. 530!) und Brackenridge (mit?) gesammelt angegeben und ebenso für Viti: „Cairns? (segments of the pinnae deep, the margins lobed).“ Ich sah unter den Graeffe'schen Farnen diese Art nicht. Gehört Brackenridge's Sagenia varia hierher, so wäre Tutuila als Fundort anzuführen. Für die nahe verwandte Drynaria coadunata Brack. — Phegopteris irregularis Mett. — ist als weiterer Standort auf den Viti-Inseln „Vanua Levu, Bergwälder an der Sandalwood Bay: Brackenridge!“ anzugeben.

23. Aspidium Sw.

89. Aspidium aculeatum Döll.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 173.

var. samoënsis Lssn. l. c. 174.

Savai. Montane Region: Graeffe no. 260!

90. Aspidium aristatum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 175. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 218.

Lastrea Bedd. Ferns of S. India 36, tab. 101.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 318, 397, 1085! Schattige Wälder der Küstenregion: Graeffe no. 1086! Am Krater Waia bei Apia: Graeffe no. 1131! „Ueberhaupt in der montanen und submontanen Region am verbreitetsten, an steilen Abhängen meist gesellig und den Schatten der Wälder liebend, die auf diesen Inseln selbst schroffe Gehänge bekleiden."

Savai: Graeffe no. 24!

— Powell no. 42!

91. Aspidium hirtipes Bl.

Bl. Enum. Fil. Jav. 148. Kze. Linnaea XXIV. 280. Mett. in Miq. Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 228. Miq. Ann. M. B. L. Bat. IV. 156.

Nephrodium hirtipes Hook. Spec. Fil. III. 115, tab. 249. Hook. Bak. Syn. Fil. 261. Lyell, Geogr. Handb. 26, 40, 57, 207.

Lastrea hirtipes (Moore) Bedd. Ferns of S. India 34, tab. 96.

Aspidium atratum Wall. Cat. no. 380. Kze. Linnaea XXIV. 279. Mett. Aspid. no. 126.

Lastrea atrata Pr. Tent. Pterid. 77.

Upolu. Auf dem Gipfel des Kraters Mt. Tofua: Graeffe no. 1091!

Verbr. Ostindien, Ceylon, Malaka, Sundainseln.

Graeffe's in zwar nur wenigen, aber vollständigen Blättern mir vorliegende no. 1091 ist unzweifelhaft das Aspidium hirtipes Bl.; von Ceylonischen Exemplaren (z. B. Thwaites' no. 1291) unterscheidet sich die Samoa-Pflanze höchstens durch die etwas tiefer gehende Lappung des Fiederrandes.

92. Aspidium inaequilaterale Lssn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 181.

— Powell no. 114!

93. Aspidium Brackenridgii Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 176.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 331, 338! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1090!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 261!

Tutuila: Graeffe no. 435, 457!

— Powell no. 76 (Nephrodium attenuatum in Seem. Journ. l. c.)?

94. Aspidium calcaratum Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 177. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 218.

— Powell no. 90!

95. Aspidium squamigerum Lssn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 191.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 332! Am Kraterrande des Mt. Tofua: Graeffe no. 1096!

96. Aspidium funestum Kze.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 181.

— Powell no. 59!

97. Aspidium membranifolium Kze.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 183.

Upolu: Graeffe no. 286, 290? 302, 398! An den schattigen Ufern der Waldbäche in der Küstenregion: Graeffe no. 323, 1092! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 316!

Tutuila: Graeffe no. 439!

Samoa-Inseln ohne specielle Angaben: Graeffe no. 526, 550! — Powell no. 59, b!

98. Aspidium setigerum Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 190.

Aspidium uliginosum Kze. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 218.

Upolu. Colline bis montane Region; an den Ufern der Waldbäche, doch nicht an ganz schattigen Orten, sondern vorzüglich auf Lichtungen: Graeffe no. 1097!

Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 461! Freie Plätze in Bergwäldern: Brackenridge!

99. Aspidium arborescens Lssn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 176.

— Powell (no. 87?)!

100. Aspidium davallioides Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 178.

Upolu: Graeffe no. 1129!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 231!

Tutuila: Graeffe no. 412, 427!

— Powell no. 88!

101. Aspidium pteroides Metten.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 189. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219. Nephrodium terminans Hook. — Bedd. Ferns of S. India 32, tab. 90.

— Powell no. 115!

102. Aspidium dissectum Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 179.

Aspidium dissectum Mett., A. cucullatum Bl. et A. callosum Bl. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219.

Nephrodium unitum Bedd. Ferns. of S. India 31, tab. 88.

Upolu. An allen offenen, sonnigen Orten, gemein: Graeffe no. 1089, a! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1089!

Tutuila: Graeffe no. 552!

— Powell no. 43, 81! Brackenridge!

103. Aspidium truncatum Gaud.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 192. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219.

Nephrodium abruptum Hook. — Bedd. Ferns of S. India 31, tab. 86?

Upolu: Graeffe no. 556! Nähe der Waldbäche in den schattigen Wäldern der Küstenregion: Graeffe no. 1093! In den Tobeln der collinen bis montanen Region an schattigen, waldreichen Stellen; „Blätter oft 6—7′ lang und zu 8—12 auf einem in der Erde befindlichen Rhizome“: Graeffe no. 1093 a!

Tutuila: Graeffe no. 438!

104. Aspidium molle Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 184. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219.

Aspidium Amboinense Willd. — Mett. l. c.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 325!

Savai: Brackenridge, der diese Art auch auf der Viti-Insel Ovalau sammelte!

— Powell no. 78 a! (no. 78 als „species near molle.“)

var. patens.

Aspidium patens Sw. Syn. Fil. 49. Lssn. Fil. Graeff. l. c. 187. — Lastrea Pr.; Brack. l. c. 193.

Upolu: Graeffe no. 390! Schattige Wälder der Küstenregion: Graeffe no. 1094, 1146! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1098!

— Powell no. 75!

Ich nehme keinen Anstand, das Aspidium patens Sw. als Varietät zu A. molle Sw. zu ziehen. Beide extreme Formen sind durch Zwischenstufen mit einander verbunden. Zu solchen, mehr dem A. patens sich nähernden, Formen gehören die Nummern 1094 und 1098 von Upolu, die den Habitus von A. patens zeigen, die Tiefe der Fiedereinschnitte wie dieses haben, aber an A. molle dadurch erinnern, dass das unterste Nervenpaar der Segmente hie und da bald mehr, bald weniger vollständig anastomosirt.

105. Aspidium pennigerum Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 188.

Aspidium glanduliferum Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219.

Upolu. Küstenregion: Graeffe no. 357!

Savai: Graeffe no. 255!

Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 414, 447, 448! Brackenridge!

Das unter den Synonymen dieser Art l. c. mit? aufgeführte Aspidium Cunninghami Kze. wird von Mettenius (Novara-Exped. Bot. I. 220, sowie Linnaea XXXVI. 306) als Phegopteris Cunninghami Mett. bezeichnet und dazu Hooker's (Spec. Fil. V. 7) Polypodium pennigerum gezogen.

106. Aspidium polycarpon Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 189.

Upolu: Graeffe no. 1128!

— Powell no. 79!

107. Aspidium Leuzeanum Kze.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 182.

Upolu: Graeffe no. 529! „In den Schluchten der Gebirgsbäche, an den Wänden derselben; baumförmig, mit mannslangen Blättern“: Graeffe no. 1127!

Tutuila: Graeffe no. 424, 443!

— Brackenridge! Powell no. 60!

108. Aspidium subtriphyllum Hook.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 191!

— Powell no. 46!

109. Aspidium latifolium J. Sm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 182.

Aspidium Forsteri Kze. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219.

Upolu: „An feuchten Stellen, Ufern der Gebirgsbäche, sowohl in der collinen, als auch in der montanen Region. Rhizom meist nur wenige (4—6) Blätter tragend“: Graeffe no. 1088! Auf dem Berge Waia bei Apia: Graeffe no. 1087!

Als weiterer Standort für Viti ist „Vanua Levu, Wälder an der Sandalwood Bay: Brackenridge!“ zu nennen.

110. Aspidium decurrens Pr.

Lssn. Fil Graeff. l. c. 179. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 219.

Sagenia pteropus Moore et Sagenia pteropus var. minor Bedd. Ferns of S. India p. 28, tab. 82 et pag. 82, tab. 245.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 333, 380! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no.1130!

Savai: Graeffe no. 238!

Tutuila: Graeffe no. 416!

— Powell no. 89! Brackenridge! (Sammelte diese Art auch auf den Fidschi-Inseln.)

Die vom Mt. Tofua stammenden Exemplare unterscheiden sich von den übrigen Upolu's einzig durch den nur auf ganz kurze Strecke geflügelten Blattstiel.

111. Aspidium pachyphyllum Kze.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 186.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 358! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1038, 1084!

112. Aspidium cicutarium Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 177!

— Powell no. 59! [1])

24. Oleandra Cav.

113. Oleandra neriiformis Cav.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 196. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 213. Bedd. Ferns of S. India 32, tab. 91. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 213.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 336, 1078!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 230!

— Powell!

Was bereits a. a. O. pag. 195 über den Werth der Sectionen der Gattung Oleandra, wie sie von Mettenius in Miquel's Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 240 aufgestellt worden sind, angedeutet wurde, dass nämlich möglicherweise die Art des Vorkommens Einfluss auf die Entwickelung der Aeste und Blätter ausübe, scheint durch ein Experiment bestätigt werden zu sollen. Ein paar Exemplare von Originalen der Oleandra hirtella Miq. des Leipziger Gartens wurden an Stäbe senkrecht aufgebunden. An allen vertikal stehenden Rhizomen und ebenso gerichteten Rhizomästen entwickelten sich die Blätter im vollen Quirle (Sectio III. Mett. l. c.); dagegen standen an allen kurzen Rhizomästen, welche sich wagerecht abstehend aus der Hauptachse entwickelten, die Blätter in zwei Reihen auf der nach oben gewendeten Seite der Sprosse (Sectio II. Mett. l. c.), und zwar dauerte an diesen die Entwickelung der Blätter noch in gleicher Weise fort, als sie bereits eine Länge von über 20 Cmtr. erreicht hatten. Es würden also ohne Zweifel beiderlei Sprosse, von einander isolirt und ohne weitere Angaben vertheilt, von gar manchem Botaniker als zwei verschiedene, gute Arten, den beiden angeführten Sectionen angehörend, anerkannt werden. Fortgesetzte Beobachtungen werden

[1]) Als weitere Fundorte für Viti sind zu nennen:

Aspidium rubiginosum Lssn. l. c. 190. Ovalau, in Bergwäldern: Brackenridge!

Aspidium squamigerum Lssn. l. c. 191. Ovalau: Brackenridge!

Aspidium unitum Mett. in Ann. M. B. Lugd. Bat. I. 230 (non Sieb.). Nephrodium propinquum RBr. Prodr. 148. Brack. l. c. 185. — Viti-Inseln: Brackenridge!

lehren, ob die gedachten Exemplaren constant in der angedeuteten Weise ausharren.

Nach Dr. Graeffe's Notiz auf den Etiquetten wurzelt die Pflanze im Boden, klimmt dann aber an den Bäumen empor. Wohingegen Brackenridge folgende Angaben macht: „Whole plant from 3—5 feet high, growing in groups in open situations, with Drynaria Horsfieldii. Rootstock erect, round, much branched, about a quarter of an inch in diameter, brittle and hollow" etc. etc. und weiter unten „its peculiar, hard, erect, branching rootstock, bearing its leaves or fronds in tufts at the extremities, reminding one, in a living state, more of a Nerium Oleander, or a Willow, than of a Fern." (Brack. l. c. 214.)

Subordo V. Davalliaceae.

Mett. Fil. Hort. Lips pag. 12 et 14.

25. Nephrolepis Schott.

114. Nephrolepis cordifolia Pr.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 198.

a. tuberosa Baker.

Nephrolepis tuberosa Pr. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 217.

Nephrolepis obtusifolia Pr. Tent. Pterid. 80. Brack. l. c. 210. Aspidium Willd. Sp. Pl. V. 231. Bl. Enum. Fil. Jav. 145.

Savai. Montane Region: Graeffe no. 249!

Für die Fidschi-Inseln ist weiter zu notiren: Ovalau: Brackenridge! Vanua Levu, Sandalwood Bay: Brackenridge!

115. Nephrolepis ramosa Moore.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 200.

Arthropteris ramosa Mett. et A. Beckleri Mett. Novara-Exped. Bot. I. 213.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 306, 306a, 354! Auf dem Mt. Tofua; in dichten, schattigen Wäldern an den Stämmen der Bäume bis hoch in die Wipfel derselben emporkriechend: Graeffe no. 1082, 1083!

Tutuila: Graeffe no. 270!

— Powell no. 28!

Die Nummer 306 ist eine Jugendform mit kleineren, spärlich nur hie und da fructificirenden Blättern, welche in der Form der

Fiedern der typischen Altersform nahe steht. Dagegen scheinen die Nummern 306a und 1083 (gleich der No. 146 von der Viti-Insel Ovalau) auf den ersten Blick total von der typischen Art verschieden zu sein. Nicht allein, dass die Form der Fiedern durch die bedeutendere Kürze und abgestumpfte Spitze, sowie den ganz oder zum grössten Theile gekerbten unteren Rand eine andere ist, abgesehen von der etwas zarteren Textur derselben; sondern es schrumpft auch das Indusium so vollständig, oder es wird bereits so frühzeitig abgeworfen, dass die Sori ohne eingehende Untersuchung denen eines Polypodium gleichen. In der That giebt es eine Art der letzteren Gattung, die, von Baker angeblich als Nephrolepis erkannt, sehr leicht mit der vorliegenden Form verwechselt werden kann, das Polypodium alte-scandens Colla; und auch Baker sagt (Syn. Fil. 301) von unserer Jugendform, der Nephrolepis repens Brack., dass sie wahrscheinlich zum Theil zu Nephrolepis ramosa Moore, zum anderen Theile zu Polypodium alte-scandens Colla zu ziehen sei. Wie dem auch sein mag — und bis jetzt wage ich trotz vieler mir vorliegenden Exemplare kein entscheidendes Urtheil auszusprechen, — es unterscheiden sich Graeffe's Nummern 146 von Viti und 306a und 1083 von Samoa von Polypodium alte-scandens Colla (Nephrolepis Baker) hauptsächlich nur dadurch, dass die Fiedern, ganz wie bei der typischen Nephrolepis ramosa Moore, bis nahe an die Blattstielbasis hinabreichen und hier allmählich an Grösse so bedeutend abnehmen, dass das unterste Fiederpaar oft nur noch in Gestalt kleiner Oehrchen auftritt, ein Merkmal, das mir bei den von mir verglichenen Originalen des Polypodium alte-scandens Colla nicht bekannt geworden ist und das ich auch in keiner Diagnose letzterer Art angegeben finde. Dass ich keinen Anstand nehme, zur Zeit noch besonders die reich verzweigte No. 1083 mit Nephrolepis ramosa zu vereinigen, hat seinen Grund ferner darin, dass namentlich auch an alten, vollkommen typisch ausgebildeten Individuen letzterer Art vom gleichen Standorte ab und an noch Blätter sich entwickeln, welche denen dieser Jugendform auf ein Haar gleichen, oder den Uebergang zwischen ihr und dem normalen Blatte vermitteln.

116. Nephrolepis biserrata Schott.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 200. Brack. l. c. 213.

Nephrolepis acuta Pr. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 217.

Upolu. „In der Küstenregion überall auf Bäumen, meist mit vielen (20—30) Blättern auf einem Exemplare“: Graeffe no. 374, 1081! Montane Region: Graeffe no. 310, 345! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 319, 1080!

Savai: Montane Region: Graeffe no. 548!

Tutuila: Graeffe no. 454!

— Powell no. 82, 83! Brackenridge!

Den Viti-Standorten ist „Vanua Levu, Sandalwood Bay: Brackenridge!“ zuzufügen.

117. Nephrolepis hirsutula Pr.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 202. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 217.

Upolu. Küstenregion; „sehr gemein an Fusswegen und an allen etwas feuchten, aber offenen und von der Sonne beschienenen Stellen“: Graeffe no. 366, 1126! Montane Region: Graeffe no. 309! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1079!

Tutuila: Graeffe no. 441, 460!

— Brackenridge! (Nach dessen Angaben müssen als weitere Standorte des Inselgebietes aufgeführt werden: Viti-Inseln mit Brackenridge als weiteren Sammler und Tonga-Insel Tongatabu: Brackenridge!)

118. Nephrolepis alte-scandens Baker.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 203.

— Powell no. 130? „Polypodium sp. near alte-scandens“ in Seem. Journ. l. c. — Hook. et Bak. Syn. Fil. 301.

Die von mir untersuchten, freilich überreifen Originalexemplare des Polypodium alte-scandens Colla zeigten keine Andeutung eines Indusiums nach Art desjenigen der Gattung Nephrolepis, und ich ziehe daher die in Rede stehende Art nur auf Grund der Angaben Baker's hierher. Im Uebrigen sind die unter Nephrolepis ramosa Moore (no. 115.) gegebenen Bemerkungen zu vergleichen. In Graeffe's Sammlungen fand ich die Art nicht.

26. Davallia Sm.

119. Davallia heterophylla Sm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 204. Fée, Mém. I. tab. 1, fig. 20. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 216.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1054! In den Blättern ebenso variabel, wie die Exemplare der früheren Sendungen.

Savai. In der montanen Region; selten, in zierlichen Guirlanden von den hohen Waldbäumen herabhängend: Graeffe no. 220!

Tutuila: Graeffe no. 415!

— Powell no. 16! Brackenridge (der auch auf Viti diese Art sammelte)!

120. Davallia Gaimardiana Pr.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 206. Humata pectinata J. Sm. — Brack. l. c. 229.

Upolu. Am Fusse der Brodfruchtbäume am Mt. Tofua (Fuss des Berges): Graeffe no. 1058!

Savai. In der Küstenregion am Fusse der Brodfruchtbäume: Graeffe no. 250!

Tutuila: Graeffe no. 408!

— Powell no. 17! Brackenridge!

121. Davallia alpina Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 207. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 217. Unter den l. c. genannten Synonymen muss es statt Davallia „Humata serrata Brack. l. c. 230" heissen.

— Powell no. 136! Brackenridge!

122. Davallia alata Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 209.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 312, 1055!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 257!

— Powell no. 123! Brackenridge!

123. Davallia contigua Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 209.

Prosaptia contigua Pr. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 214. — Brackenridge (der auch auf Viti diese Art sammelte)!

124. Davallia Graeffei Lssn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 211, 276, tab. XVIII.

Savai. Montane Region, 2000′ üb. M., an Bäumen rankend: Graeffe no. 227!

Die l. c. pag. 276 ausgesprochene Befürchtung, als sei diese Herrn Dr. Graeffe gewidmete Art doch vielleicht mit der Davallia leptocarpa Mett. von Aneiteum identisch, hat sich nicht bestätigt. Originale letzterer Art, welche Herr Dr. Kuhn die Güte hatte, mir zu zeigen, sind von der Davallia Graeffei sehr gut unterschieden.

125. Davallia pallida Mett.

Mett. in Linnaea XXXVI, pag. 142:

„Rhizoma deest; folia ampla subchartacea, supra laete viridia, infra pallida; rachis straminea supra sulcata, lamina quadripinnatisecta; segmenta primaria 11″ longa, ovato-lanceolata, acuminata, manifeste petiolata, petiolulo 5‴ longo; secundaria brevi petiolata, 2″ longa, trapezio-ovata, acuminata; tertiaria basi attenuata, subpetiolata, trapezio-ovato-oblonga s. oblonga, obtusa, superiora trapezio-oblonga, suprema spathulata, bifida; ultima e basi cuneata ovato-oblonga, crenatim lobata, superiora confluentia; nervatura Polystichoidea; nervi steriles apice incrassati; sori margini approximati, centripeti, supra prominuli; indusium oblongum ad latera adnatum, margine antico libero leviter rotundatum.“

„Davalliae immersae proximum, quae vero indusio reniformi ad latera libero gaudet“ (Kuhn).

Die gegebene Beschreibung passt vortrefflich zu den mir vorliegenden Blättern, die in der Lamina eine Länge von 55 und eine Breite von etwa 50 Centim. erreichen. Auch Dr. Kuhn hat mir persönlich die Identität der Graeffe'schen Exemplare, denen leider ebenfalls die Rhizome fehlen, mit den von Aneiteum bekannten bestätigt.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1059!

Verbr. Neue Hebriden. (Cuming!) —

126. Davallia solida Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 213. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 217.

Upolu. Trockene Stellen im Gebirge: Graeffe no. 334, a! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1057! Auf dem Berge Waia bei Apia: Graeffe no. 274, b! Küstenregion: Graeffe no. 334! An Mangrovestämmen in den Brackwassersümpfen bei Apia: Graeffe no. 1124!

Tutuila: Graeffe no. 455!

Manua: Brackenridge! (var. δ. pentagona Brack.)

— Powell no. 32! Graeffe no. 525! Brackenridge!

Für die Form der D. Fijiensis Hook. ist weiter zu notiren „Nukalou and Ovalau, Feejee Islands; on trees": Brackenridge! Brackenridge l. c. 245 giebt über die Formen der Davallia solida Sw., die von ihm auch auf Tongatabu gesammelt wurde, einige auch für andere Farne bei Aufstellung neuer Arten sehr zu beherzigende Notizen. Er sagt: „The great variety of forms, which this species assumes, in the division of the fronds and the length of the indusium, is more or less the result of local causes; those plants inhabiting arid and rocky places, or growing on trees overhanging the scorching coral shores of these islands, produce small, compact, and very coriaceous fronds, with an indusium usually longer than in the individuals inhabiting forest regions, where the atmosphere is humid; in such localities the fronds are much larger, flaccid and more compound."

127. Davallia denticulata Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 215.

Davallia elegans Sw. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 217. D. patens Sw.; Brack. l. c. 247.

var. elata Mett.

Davallia elata Sw. — Mett. l. c. 217.

Upolu. Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1056! Küstenregion: Graeffe no. 335, 361, 383! An Mangrovestämmen in den Brackwassersümpfen bei Apia: Graeffe no. 1125!

— Powell no. 31! Brackenridge!

128. Davallia moluccana Bl.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 217. Microlepia inaequalis Pr. var. minor Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 235, tab. 33, fig. 1.

Upolu: Graeffe no. 1123! (Riesige Blätter.)

Savai. Montane Region, mit Blättern von 6—7 Fuss Länge: Graeffe no. 232! Brackenridge!

— Powell no. 117, b!

Für das Vorkommen auf den Viti-Inseln ist noch Folgendes zu bemerken: Vanua Levu, Sandalwood Bay, auf trockenen Hügeln: Brackenridge! (Die Form der Microlepia papillosa Brack.)

129. Davallia Speluncae Baker.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 218.

Microlepia Speluncae Moore. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 220.

Dicksonia anthriscifolia Kze. Linnaea X. 545. Pappe et Raws. Syn. Fil. Cap. 52. Kuhn, Bot. Zeit. XXVII. 393.

Upolu. Wälder der Küstenregion: Graeffe no. 314, 328, 370, 1052! Jedoch auch an offenen, sonnigen Stellen gemein: Graeffe no. 1052, a! Auf dem Berge Waia bei Apia: Graeffe no. 1053!

Tutuila. Bergregion: Graeffe no. 400, 401, 422, 437, 451!

— Powell no. 56! Brackenridge![1])

27. Dennstaedtia Bernh.

130. Dennstaedtia flaccida Bernh.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 221.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 353!

Tutuila: Graeffe no. 413, 442!

131. Dennstaedtia Samoënsis Moore.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 222. Sitolobium samoënse Brack. l. c.

„S. stipite laevi; frondibus amplis glabris flaccidis tripinnatis; pinnis primariis et secundariis oblongo-lanceolatis acuminatis apice serratis, pinnulis lanceolato oblongis, obtusis lobato-serratis basi obliquis cuneatis, lobo infimo superiore majore; rhachi partiali costa

[1]) Aus dieser Gattung ist zur Vervollständigung der früheren Angaben weiter nachzutragen:

Davallia sessilifolia Bl. — Lssn. l. c. 206. „Direction Island and Vanua Levu, Feejee Islands": Brackenridge!

Davallia pentaphylla Bl. — Lssn. l. c. 210. „Ovalau und Vanua Levu, Sandalwood Bay, an Baumstämmen in einer Meereshöhe von 2000': Brackenridge! Gebirge bei Muthuata, an Felsen und Baumstämmen: Brackenridge! (D. pycnocarpa Brack.)

venisque dichotomis pilis articulatis hirsutis; soris parvis in dente brevi prope basim sinuum impositis solitariis; indusio reflexo cyathiformi."

„Stipe smooth. Fronds very large, tripinnate, glabrous on both sides, flaccid, the upper surface somewhat shining. The primary and secondary divisions are alternate and spreading, oblong-lanceolate, and contracted rather suddenly into a finely serrated point. Pinnules about half an inch in length, approximate, lance-oblong, obtuse, obliquely-cuneate at the base, lobate-serrate, the points of the lobes sometimes bluntly toothed and slightly recurved, the lower and superior one invariably the largest. The rhachis of the primary and secondary pinnae on the upper side are partially furnished with a short rufous pubescence; while on the under side only the secondary ones, with the costa and veins, are beset with scattered articulated hairs. Sori very small, a single one being seated on a short tooth arising from the inner edge of the lobes of the pinnules, near the base of the sinuses. Indusium reflexed, cup-shaped, its mouth quite entire."

„This species is closely related to Dicksonia apiifolia Sw.; but it is distinguished by its more reflexed, cup-shaped indusium, and apparently larger fronds."

Savai: Brackenridge!

28. Lindsaya Dry.[1])

132. Lindsaya adiantoides Kuhn.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 224.

— Powell no. 122!

133. Lindsaya chinensis Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 224.

[1]) Zu den für die Viti-Inseln aufgeführten Arten dieser Gattung muss hinzugefügt werden:

Lindsaya trichomanoides Dry.

Dry. Linn. Transact. III. 43, tab. 11. Hook. Spec. Fil. I. 218. Hook. et Bak. Syn. Fil. 110; etc. etc.

Ist nach Hooker und Baker l. c. auf Viti von Cairns gesammelt worden. Verbr. Neuseeland, Neuholland, Tasmanien.

Lindsaya tenuifolia Mett. Novara-Exped. Bot. I. 205.

Savai. Montane Region: Graeffe no. 223!

Nach Brackenridge l. c. 248 findet sich diese Art auch auf den Viti-Inseln und eine „var. β. latifolia: pinnulis laciniisve ultimis obovatis cuneatis" wird speciell von Ovalau angegeben.

134. Lindsaya ensifolia Sw.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 226. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 205.

Savai. Trockene Stellen der Küstenzone, auf Lavaboden: Graeffe no. 244!

— Powell no. 18!

135. Lindsaya lobata Poir.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 227.

Lindsaya nitens Bl. — Mett. Novara-Exped. Bot. I. 204.

Schizoloma recurvatum Moore — Bedd. Ferns of S. India 9, tab. 27 (statt 37 l. c.).

Tutuila: in Bergwäldern, auf Bäumen sowohl wie im Boden wurzelnd: Brackenridge! — Nightingale! Powell no. 2!

Zu den Standorten der Viti-Inseln ist hinzuzufügen: Vanua Levu, Sandalwood Bay: Brackenridge!

136. Lindsaya Pickeringii Mett.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 230.

Savai: Graeffe no. 228! Brackenridge!

137. Lindsaya tenuifolia Bl. (non Mett.)

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 232. Odontoloma Brack. l. c. 227.

Savai: Brackenridge!

Tutuila: Graeffe no. 272! Brackenridge!

— Powell!

Fam. II. Equisetaceae.

Die Familie der Equisetaceen, welche in Folge der Entwickelung ihrer Sporangien aus einer einzigen Zelle der Unterseite des Schildchens (Vgl. Hofmeister, Vergleichende Untersuch. d. Keimung etc. höherer Kryptogamen pag. 97, dessen Angaben übrigens noch weiterer

Bestätigung bedürfen) zwischen Polypodiaceen und Marattiaceen eingeschoben werden müsste, ist meines Wissens auf den Samoa-Inseln durch keine Art vertreten.

Fam. III. Marattiaceae.

Die Familie der Marattiaceen bildet mit den Lycopodiaceen den Uebergang von den echten, ihr Sporangium nur aus einer einzigen Zelle entwickelnden Trichosporangieen zu den Phyllosporangieen. Ihre Sporangien werden noch als Trichome, aber nicht aus einer einzigen Epidermiszelle, sondern aus einer ganzen Gruppe solcher, entwickelt, zeigen jedoch andererseits bereits, was ihre Sporenbildung betrifft, grosse Annäherung an die Ophioglosseen. Ueber die Entwickelung der Sporangien ist meine Arbeit in diesen „Mittheilungen" pag. 313, sowie die später zu gebende, vorläufig als Notiz in den Verhandlungen der botanischen Section der 45. Versammlung deutscher Naturforscher und Aerzte zu Leipzig (Tageblatt 1872, pag. 147, sowie Botan. Zeit. 1872, p. 768) erschienene zweite Abtheilung derselben zu vergleichen. Betreffs der Stipulae möchte ich erwähnen, dass Sachs doch wohl im Irrthum begriffen ist, wenn er in seiner die Marattiaceen betreffenden Anmerkung (in der 3. Aufl. seines Lehrb. d. Bot. pag. 361) behauptet, dass diese Familie auch aus dem Grunde von den echten Farnen auszuschliessen sein möchte, weil Stipulargebilde letzteren fremd seien. Die Osmundaceen sind, vorzüglich in jungen, aus Ansaaten erzogenen Pflanzen, sowohl der Gattung Todea, als auch Osmunda, der beste Beweis, dass Nebenblätter auch bei einigen Filicinen vorkommen.

29. Angiopteris Hoffm.

138. Angiopteris evecta Hoffm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 257. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 225.

Upolu: Graeffe no. 256 a, 523! Küstenregion, überhaupt Flussufer der Niederungen: Graeffe no. 1099, 1116!

Savai. Montane Region: Graeffe no. 256!

Tutuila: Graeffe no. 452!

— Brackenridge! Powell no. 84!

30. Marattia Sm.

139. Marattia fraxinea Sm.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 260.

Upolu: Graeffe no. 1115!

Die no. 1115 Graeffe's steht vermittelnd zwischen den von Graeffe und Seemann früher auf Viti gesammelten Exemplaren. Sie hat, wie Seemann's no. 788, grössere Sporangien und entfernter stehende Nerven, als Graeffe's no. 150. Die Sporangien sitzen jedoch bei letzterer Nummer der Mitte, bei Seemann's no. 788 fast der Mitte der Nerven auf, während sie bei no. 1115 auf etwa ein Drittel Entfernung vom Fiederrande bis zur Mittelrippe stehen.

Für die Viti-Insel Ovalau ist auch Brackenridge als Gewährsmann zu nennen.

Fam. IV. Lycopodiaceae.

Was die systematische Stellung der Lycopodiaceen betrifft, so gehören dieselben meinem Erachten nach ganz entschieden zu den Isosporeen. Gegen die namentlich von Spring begründete Ansicht, als seien aus früheren Epochen der Erdentwickelung nur die männlichen, mit Microsporen versehenen Individuen auf uns gekommen, die weiblichen, Macrosporen erzeugenden, ganz ausgestorben, lässt sich gewiss mit Sachs (Lehrbuch d. Bot. 2. Aufl. pag. 384) Mancherlei einwenden. Auch die Ansicht Leitgeb's (Tageblatt der 45. Vers. deutsch. Naturf. u. Aerzte, Leipzig 1872, pag. 145), als liessen sich gewisse Analogien in der Zellenstructur der bekannten wenigzelligen Prothallien von Lycopodium mit denjenigen junger Antheridien von Moosen erkennen, mag wohl zum grossen Theile dem Einflusse der Spring'schen Hypothese ihre Entstehung verdanken. Sicherlich wird man bei Kenntniss der für die Keimung günstigen Bedingungen auch hier die entsprechenden Resultate erzielen oder Vorkeime im Freien auffinden, die zwar sehr selten zu sein scheinen, gewiss aber vorkommen werden. [1])

[1]) Dies ist jetzt bereits durch J. Faukhauser geschehen, welcher in der botan.

Ganz entschieden schliesst sich aber die Entwickelung der Sporangien von Lycopodium an diejenige der Marattiaceen an, wie bereits aus den von Sachs (Lehrb. d. Botan. 2. Aufl pag. 390, 393) gegebenen Andeutungen, bestimmt aus den Untersuchungen Hegelmaier's (Zur Morphologie d. Gatt. Lycopodium; Bot. Zeit. 1872, pag. 828, tab. XI, fig. 58) hervorgeht. Bei beiden Familien ist es eine ganze Gruppe von Epidermiszellen des Blattes, welche die erste, junge Sporangienanlage bildet, während doch bei Selaginella das Sporangium achsenbürtig ist. Auch der weitere Verlauf der Sporangien-Entwickelung zeigt bei beiden Familien so entschiedene Analogien, dass nach dieser Seite hin die Stellung der Lycopodiaceen neben Marattiaceen gerechtfertigt erscheint. Wenn den von Lycopodium geltenden Gesetzen betreffs der Sporangienanlage die Angaben von Juranyi „über den Bau und die Entwickelung des Sporangiums von Psilotum triquetrum" (Botan. Zeit. 1871, pag. 177) widersprechen, nach welchen „jene Papillen am Vegetationskegel des Psilotum, welche sich zu Sporangien entwickeln, alle Charaktere der Astpapillen besitzen und ebenso wie die der Stengel und dessen Aeste mit einer dreiseitigen Scheitelzelle endigen", so muss ich offen gestehen, dass ich nach Untersuchung sehr jugendlicher Sporangienanlagen von Psilotum triquetrum nicht weiss, wie ich die Auffassung Juranyi's deuten soll. Nach dem, was ich gesehen, ist das Sporangium von Psilotum Produkt der Blattbasis, ganz in dem Sinne, wie bei Lycopodium, in seiner Entwickelung wohl zunächst dem von Lycopodium ähnlich, in der Bildung seiner drei Fächer zur Art der Fachbildung der Gattung Marattia hinüberneigend. Ehe ich indessen meine weiteren Bedenken äussere, möchte ich den ganzen Entwickelungsgang, der in meinen Untersuchungen leider noch Lücken zeigt, klar vor mir liegen haben, und bis dahin dürfte auch wohl die versprochene Arbeit Juranyi's in Pringsheim's Jahrbüchern zur Vergleichung vorliegen. [1])

Zeit. 1873, no. 1, tab. I. die jungen Pflanzen und Vorkeime von Lycopodium annotinum beschreibt und abbildet. Wie sich durch die Art der Sporangienbildung die Lycopodiaceen den Marattiaceen anschliessen, stimmen sie in der Entwickelung des unterirdischen, knolligen Vorkeimes so mit den Ophioglosseen überein, dass sie am besten auch in dieser Hinsicht die Stelle zwischen beiden Familien unter den Isosporeen ausfüllen.

[1]) In einem Aufsatze „Einige Bemerkungen über Lycopodiaceen" in Botan.

31. Lycopodium L.

140. Lycopodium cernuum L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 267. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 226.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 373!

— Powell no. 6! Brackenridge (der auch für Viti als Sammler genannt werden muss)!

141. Lycopodium carinatum Desv.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 268.

Lycopodium laxum Pr. — Brack. l. c. 325.

Upolu: Graeffe no. 283! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1110!

— Powell no. 54! Brackenridge („common on trees")!

142. Lycopodium Phlegmaria L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 269. Mett. Novara-Exped. Bot. I. 226.

Upolu. An Bäumen in der montanen Region: Graeffe no. 371, 381! Auf dem Mt. Tofua, an Baumstämmen: Graeffe no. 1108! Küstenzone; in den Brackwassersümpfen bei Apia, an Mangrovestämmen: Graeffe no. 1136!

Tutuila. Montane Region: Graeffe no. 402!

— Powell no. 9! Brackenridge!

143. Lycopodium squarrosum Forst.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 270. Brack. l. c. 323.

Upolu: Graeffe no. 1007! Pseudoparasitisch auf Bäumen auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1109!

Zeit. 1873, pag. 81 ff. giebt Strasburger seine Ansichten über die Sporangien von Lycopodium und Psilotum und schliesst sich betreffs der letzteren Gattung im Wesentlichen der Angabe Juranyi's an. Mit Strasburger stimme ich darin überein, dass das Sporangium von Psilotum einer Scheitelzelle entbehrt, doch kann ich mich im Hinblick auf meine Präparate zu seinen übrigen Resultaten nicht bekennen und am allerwenigsten den philosophischen, auch von Sachs (Lehrb. d. Botan. 3. Aufl. pag. 411) bereits ausgesprochenen Gedanken fassen, wonach das Sporangium bei erwähnter Gattung „ein der ganzen Lycopodium-Aehre homologes Gebilde ist, welches mit zwei Blättern beginnt, deren übriger Theil aber auf die drei zum Theil sogar schon in die Axe eingesenkten Sporocysten reducirt worden ist" (l. c. pag. 91).

— Powell no. 10!

„From the Feejee Islands, there is a form of the species of a more robust habit, and with leaves inclined to be more rigid.“ Brack. l. c.

32. Psilotum Sw.

144. Psilotum flaccidum Wall.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 271.

Upolu. An Baumstämmen auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1107!

Savai: Graeffe no. 353!

— Powell no. 50?

145. Psilotum nudum Griseb.

Pl. Carib. 130. Mett. Novara-Exp. Bot. I. 227.

Psilotum triquetrum Sw. — Lssn. Fil. Graeff. l. c. 271. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 319.

Upolu: Graeffe no. 1135!

— Powell no. 49! Brackenridge („parasitical on the trunks of Cocoanut and other trees“)!

Cohors II. Phyllosporangicae.

Die „Sporangien“ sind sporenbildende Gewebecomplexe im Innern metamorphosirter Blattheile.

Fam. V. Ophioglossaceae.

33. Ophioglossum L.

146. Ophioglossum pendulum L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 264. Milde, Novara-Exped. Bot. I. 225.

Upolu. Montane Region: Graeffe no. 330! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1100! (Sehr grosse, üppige Exemplare.)

Savai: Graeffe no. 217!

Tutuila: Graeffe no. 268, 417!

— Brackenridge! (Viti- und Samoa-Inseln, auf Bäumen.)

147. Ophioglossum vulgatum L.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 265. Milde, Novara-Exp. Bot. I. 225. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. 314.

var. reticulata Mett. Lssn. l. c. 266. Brack. l. c. 315.

Tutuila: Brackenridge!

Sectio II. Heterosporeae.

Sachs, Lehrb. d. Botan. 2. Aufl. pag. 324 (mit Ausschluss der Lycopodiaceen).

Cohors I. Trichosporangieae.

I. Angiosporangieae.

Sporangien im Innern von „Sporenfrüchten" (bei Marsilia und Salvinia [1]) metamorphosirte Blattheile, bei Pilularia?) als Trichomgebilde entstehend. (Rhizocarpeae.)

Fam. VI. Marsiliaceae.

Von den Samoa-Inseln ist mir keine Art bekannt. Für die Fidschi-Inseln muss jedoch in der früheren Arbeit nachgetragen werden:

Marsilia quadrifolia L. Spec. plant. 1563. Willd. Spec. Plant. V. 538. Brack. Fil. U. S. Expl. Exped. XVI. 340.

„Feejee Islands; in pools of still water, and plantations of Caladium esculentum": Brackenridge!

„M. quadrifoliata Brack. l. c. und Seem. Journ. of Bot. II. 31 von den Feejeeinseln, ist nur steril gesammelt worden, daher nicht sicher zu bestimmen." Al. Braun, Monatsber. d. Berl. Akad. 1870, pag. 659, 748, wonach die in Rede stehende Form vielleicht zu Marsilia mutica Mett. (Ann. sc. nat. sér. IV. vol. XV. 88.) zu ziehen ist.

Fam. VII. Salviniaceae.

Im Florengebiete nicht vertreten.

[1]) Vgl. Sachs, Lehrb. d. Botan. 3. Aufl. pag. 392.

II. Gymnosporangieae.

Die Sporangien werden bei der einzigen hierher gehörenden

Fam. VIII. Isoëtaceae,

nach Hofmeister (Abhandl. d. sächs. Akad. d. Wissensch. IV. 151.) aus einer einzelnen Zelle an der Basis des Blattes zunächst ganz frei entwickelt und erst später vom häutigen Schleier überwuchert. Im Gebiete der Samoa-Inseln ist diese Familie meines Wissens durch keine Art vertreten.

Cohors II. Caulosporangieae.

Die einzige hierher gehörige Familie ist

Fam. IX. Selaginelleae.

Die Sporangien sind bei den Selaginellen ganz entschieden achsenbürtig. Schon die erste Darstellung Hofmeister's (Vergleichende Unters. d. Keimung etc. höherer Kryptogamen, pag. 118) giebt dieser Ansicht Ausdruck, indem sie das Sporangium „durch Theilung einer der Zellen des Stengelumfangs, dicht über dem Mittelpunkte der Ansatzstelle des jüngsten Blattes" entstehen lässt. In seinen Zusätzen und Berichtigungen zu diesen Arbeiten (Pringsheim's Jahrb. f. wissensch. Bot. III. p. 292.) verlässt Hofmeister jedoch seine richtige frühere Ansicht wieder, und zwar zu Gunsten der Analogien mit den übrigen ihm in der Entwickelung bekannten Gefässcryptogamen: das Sporangium wird zu einem blattbürtigen, wie es ja auch in seiner Stellung im fertigen Zustande, auf der Basis des Tragblattes, meistens erscheint. Auch Sachs (Lehrb. d. Botanik 2. Aufl. pag. 392) nimmt die Sporangien von Selaginella als blattbürtig an, analog denjenigen von Lycopodium, irrt aber hierin sicherlich.[1]) Nach den seit dem Sommer 1871 über sämmtliche im Leipziger botanischen Garten zur Fructification kommenden Selaginellen ausgedehnten Untersuchungen Schenk's, die auch ich zu verfolgen Gelegenheit hatte, und

[1]) In der 3. Aufl. seines Lehrb. d. Botan. pag. 410 giebt Sachs nur die Hofmeister'sche Ansicht, während er pag. 409 sagt, dass ihr „Ursprung aus der Blattbasis oder aus dem Stamme selbst noch streitig, vielleicht sogar von Art zu Art wechselnd ist."

welche derselbe im Auszuge in einer der Sectionssitzungen bei der Leipziger Naturforscher-Versammlung (vgl. das Tageblatt der 45. Versamml. deutsch. Naturf. u. Aerzte zu Leipzig 1872, pag. 145. sowie Botan. Zeit. 1872 pag. 750) mittheilte, tritt das Sporangium ganz entschieden im jugendlichsten Zustande als ein kleiner Zellhöcker aus dem Umfange der Achse über der Anheftungsstelle des Blattes hervor, und zwar ist es nicht eine Zelle sondern eine Gruppe von Zellen des Stengelumfanges, welche sich an der Sporangienbildung betheiligt. (Vgl. auch Strasburger, Coniferen, pag. 254.) Im Uebrigen mag hier noch erwähnt werden, dass sehr häufig bei den Selaginellen die Entwickelung von Macrosporangien ganz unterbleibt oder erst sehr spät an einzelnen Zweigen auftritt, so dass oft nur Microsporangien gefunden werden, eine Erscheinung, welche im Leipziger botanischen Garten ganz besonders an Selaginella rubricaulis Al. Br. beobachtet wurde und deren auch Dr. Pfeffer in einer Sectionssitzung während der Naturforscherversammlung zu Leipzig 1872 Erwähnung that. Ferner sei hier noch gesagt, dass ich bei Selaginella helvetica nicht selten das Auftreten von Microsporangien in der Achsel gewöhnlicher Blätter, und zwar oft weite Strecke unterhalb der Sporangienähre, beobachtete, bald einzeln, bald zu mehreren an dem die Aehre tragenden Zweige.

34. Selaginella Spring.

148. Selaginella atro-viridis Spring.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 272. Brack. Fil. U. S. Expl. Exp. 334.

Upolu: Graeffe no. 284! (Die no. 393 muss zu S. flabellata Spring gezogen werden.)

Savai. Küstenregion: Graeffe no. 218!

— Brackenridge (auf schattigen, feuchten Plätzen in Bergwäldern)!

149. Selaginella Menziesii Spring.

Lssn. Fil. Graeff. l. c. 273. Brack. l. c. 333.

Upolu: Graeffe no. 282, 372! Auf dem Mt. Tofua: Graeffe no. 1111!

Tutuila: Graeffe no. 265!

— Powell no. 8! Brackenridge („The plants from the Feejee

and Samoan groups are larger, and the hairs at the base of the leaves longer, than in those of the Sandwich Islands")!

150. Selaginella nana Spring.
Lssn. Fil. Graeff. l. c. 273. Brack. l. c. 336.
Savai: Graeffe no. 246?
Tutuila. In der Umgebung der Pago-pago Bay: Brackenridge!
„Our plant differs a little from that described by Spring; the spikes being somewhat longer, and the margin of the scales not so decidedly ciliate." Brack. l. c.

151. Selaginella Vogelii Spring.
Lssn. Fil. Graeff. l. c. 274.
Powell no. 134?

152. Selaginella tenera Spring.
Lssn. Fil. Graeff. l. c. 274.
Powell no. 133?

153. Selaginella flabellata Spring.
Lssn. Fil. Graeff. l. c. 274.
Upolu: Graeffe no. 393! (Nicht S. atro-viridis Spring, Lssn. l. c. 272.)

Kurze Uebersicht des Systemes.

Cryptogamae vasculares.

Sectio I. Isosporeae. (pag. 346)
Cohors I. Trichosporangieae. (pag. 346.)
Fam. I. Filices. (pag. 347.)
Ordo 1. Hymenophyllaceae. (pag. 347.)
„ 2. Gleicheniaceae. (pag. 352.)
„ 3. Schizaeaceae. (pag. 353.)
„ 4. Osmundaceae. (pag. 354.)
„ 5. Cyatheaceae. (pag. 354.)
„ 6. Polypodiaceae. (pag. 356.)

Fam. II. Equisetaceae. (pag. 398.)
Fam. III. Marattiaceae. (pag. 399.)
Fam. IV. Lycopodiaceae. (pag. 400.)
Cohors II. Phyllosporangieae. (pag. 403.)
Fam. V. Ophioglossaceae. (pag. 403.)
Sectio II. Heterosporeae. (pag 404.)
Cohors I. Trichosporangieae. (pag. 404.)
I. Angiosporangieae (Rhizocarpeae). (pag. 404.)
Fam. VI. Marsiliaceae. (pag. 404.)
Fam. VII. Salviniaceae. (pag. 404.)
II. Gymnosporangieae. (pag. 405.)
Fam. VIII. Isoëtaceae. (pag. 405.)
Cohors II. Caulosporangieae. (pag. 405.)
Fam. IX. Selaginelleae. (pag. 405.)

Schlussbemerkungen.

Lange nach Abschluss dieser Arbeit und nachdem bereits ein Theil des Manuscriptes in die Druckerei gesendet worden war, erschien die längst erwartete vorzügliche Abhandlung Russow's: Vergleichende Untersuchungen etc. etc. der Leitbündel-Kryptogamen (Mém. de l'acad. imp. d. sc. de St. Pétersbourg, Sér. VI. vol. XIX. no. 1.). Der Verfasser giebt uns, gestützt auf seine Untersuchungen, ein System der Gefasscryptogamen, das die oben entwickelten Ansichten in den wesentlichsten Punkten bestätigt, und noch den Vortheil hat, dass auch die Anatomie, besonders der Gefässbündel, mit in Betracht gezogen worden ist. Da es nicht möglich war, im Texte Rücksicht auf Russow's Arbeit zu nehmen, so mögen wenigstens hier noch einige Bemerkungen zu vorstehendem Systeme Platz finden.

In Bezug auf die Entwickelung der Sporangien von Aneimia Phyllitidis (Russow l. c. 86.) haben nachträglich von mir ohne Kenntniss der Russow'schen Ansicht ausgeführte Untersuchungen ein gleiches Resultat ergeben; meine Zeichnungen der ersten Sporangienanlagen stimmen ganz mit denen Russow's (tab. VIII. fig. 162) überein.

Die Angaben Russow's (l. c. 109) über die Sporangien der

Marattia-Arten bestätigen im Wesentlichen meine in der mehrfach citirten Arbeit niedergelegten Resultate der Entwickelungsgeschichte dieser Organe.

Ueber die Sporangien von Equisetum äussert sich Russow, l. c. 147: „Dass die Sporangien, wie Hofmeister behauptet, ihren Anfang mit einer Zelle nehmen, die durch abwechselnd geneigte Wände sich theilt, ist mir eben so wenig als eine Centralzelle, aus der durch successive Zweitheilung die Sporenmutterzellen hervorgehen, zu beobachten gelungen. In den jüngsten, wie auch in den älteren von mir beobachteten Entwickelungsstadien erscheint das Sporangium als Hügel, der im Innern aus unregelmässig angeordneten Zellen zusammengesetzt, nach aussen von einer Zellenschicht überzogen ist, die sich als unmittelbare Fortsetzung der äusseren Zellenschicht des prismatischen oberen und des cylindrischen unteren, stielförmigen Theiles des fertilen Blattes zu erkennen giebt." Trotzdem können in der oben gegebenen Anordnung die Equisetaceen an ihrem Platze bleiben, da sie nach Russow auch in der Wurzelbildung und der Schutzscheide an die Filicinae sich anschliessen, die Marattiaceen durch Wurzelbildung und Fehlen der Schutzscheide in dem Blattgewebe sich den Lycopodiaceen nähern. Es würde somit die erste Familie der Filices den übrigen drei Familien der Gruppe (Equisetaceen, Marattiaceen und Lycopodiaceen) scharf dadurch gegenüber treten, dass bei ihr allein das Sporangium aus nur einer Epidermiszelle hervorgeht.

Bei Pilularia neigt sich Russow (l. c. pag. 76) zu der Ansicht, „dass die Klappen des Pilularia-Receptaculum morphologisch denen von Marsilia entsprechen, also metamorphosirte Theile eines Blattes sind."

Endlich stimmt auch Russow darin mit den neuesten und älteren Untersuchungen überein, dass die Sporangien von Selaginella, gegenüber denen aller anderen Gefässcryptogamen, achsenbürtig sind (l. c. pag. 138).

Auf pag. 360, no. 34: Vittaria elongata Sw., ist aus Versehen vergessen worden die

var. samoënsis Lssn. l. c. 95.

Upolu: Graeffe no. 180, 273!
Savai: Graeffe no. 245, 252!

Ferner erhielt ich nachträglich eine kleine Sammlung von Upolu, von Herrn Krause auf dieser Insel angelegt und einige Farne enthaltend, welche hier zum Schlusse noch aufgeführt werden mögen. Es sind, unter den Nummern des vorstehenden Verzeichnisses aufgezählt:

30. Chrysodium cuspidatum Kuhn.
51. Polypodium Phymatodes L.
59. Pteris ensiformis Burm.
60. — biaurita L. forma quadriaurita — asperula (Retz. — J. Sm.)
68. Asplenium Nidus L. Junge, noch nicht fructificirende Exemplare.
73. — falcatum Lam.
76. — cuneatum Lam.
80. — sylvaticum Pr.
97. Aspidium membranifolium Kze.
104. — molle Sw.
115. Nephrolepis ramosa Moore, und zwar der von Brackenridge als N. repens beschriebene Jugendzustand, identisch mit Graeffe's no. 306 a und 1083.
117. — hirsutula Pr.
127. Davallia denticulata Mett. Steril und daher die var. nicht bestimmbar.
129. — Speluncae Baker.

Index.

Acrostichum L. 356.
conforme Sw. 356, rivulare Hook. 357, samoënse Bak. 356, strictum Raddi 357.
Actinostachys digitata Wall. 354.
Adiantum L. 366.
diaphanum Bl. 367, lunulatum Burm. 366.
Alsophila RBr. 354.
decurrens Hook. 355, lunulata RBr. 355, Samoënsis Brack. 354, truncata Brack. 355.
Angiopteris Hoffm. 399.
evecta Hoffm. 399.
Antrophyum Kaulf. 361.
callaefolium Bl. 361, plantagineum Klf. 361, plantagineum var. augustata Hk. et Bak. 361, reticulatum Klf. 361, 362, subfalcatum Brack. 361.
Arthropteris Beckleri Mett. 390, ramosa Mett. 390.
Aspidium Sw. 383.
aculeatum Döll 383, aculeatum var. samoënsis Lssn. 383, amboinense Willd. 386, arborescens Lssn. 385, aristatum Sw. 384, atratum Wall. 384, Brackenridgii Mett. 384, calcaratum Bl. 385, callosum Bl. 386, cicutarium Sw. 389, cucullatum Bl. 386, Cunninghami Kze. 387, davallioides Kuhn 386, decurrens Pr. 388, dissectum Mett. 386, Forsteri Kze. 388, funestum Kze. 385, glanduliferum Mett. 387, hirtipes Bl. 384, inaequilaterale Lssn. 384, latifolium J. Sm. 388, Leuzeanum Kze. 387, membranifolium Kze. 385, molle Sw. 386, molle var. pateus Lssn. 387, obtusifolium Willd. 390, pachyphyllum Kze. 388, patens Sw. 387, penuigerum Sw. 387, polycarpon Bl. 387, rubiginosum Lssn. 389, setigerum Kuhn 385, squamigerum Lssn. 385, 389, subtriphyllum Hook. 388, truncatum Gaud. 386, uliginosum Kze. 385, unitum Mett. 389.

Asplenium L. 370.

amboinense Willd. 370, amboin. var. Feejeense Lssn. 370, appendiculatum Pr. 376, arborescens Mett. 381, Brackenridgii Baker 380, 382, bulbiferum Forst. 374, 376, 378, bulbiferum var. tripinnatum Hook. 376, bullatum Wall 375, 376, caudatum Forst. 372, cuneatum Lam. 373, 374, cuneatum var. laserpitiifolia Lssn. 373, distans Brack. 372, dubium Brack. 375, 377, elongatum Sw. 372, emarginatum Beauv. 372, esculentum Pr. 382, Fabianum Moore 376, falcatum Lam. 372, flaccidum Forst. 375, Graeffei Lssn. 382, horridum Klf. 372, japonicum Thbg. 381, laserpitiifolium Lam. 373, lasiopteris Mett. 381, laxum RBr. 376, macrophyllum Sw. 372, macrophyll. var. urophyllum Bedd. 372, Mertensianum Kze. 374—376, 378, multifidum Brack. 377, 378, multilineatum Hook. 370, multilin. var. semipinnata Lssn. 371, musaefolium Hk. 370, Nidus L. 370, nitidum Sw. 373, 374, Odontites RBr. 375, polyodon Forst. 372, Powellii Baker 377, proliferum Lam. 382, prolif. var. bipinnata Moore 382, resectum J. Sm. 373, rhizophyllum Hk et Bak. 377, rhizophyllum Kze. 377, scandens J. Sm. 378, Schkuhrii Mett. 381, Shuttleworthianum Kze. 374—376, 378, simile Bl. 372, spathulinum J. Sm. 374, speciosum Mett. 381, sylvaticum Pr. 380, tenerum Forst. 371, Thwaitesii Al. Br. 381, tomentosum Mett. 381.

Blechnum L. 369.

cartilagineum Sw. 369, cartilag. var. vittata Lssn. 369, lanceolatum Stnrm 369, orientale L. 369, polypodioides Kuhn 369, procerum Sw. 369, reptans Lssn. 369, vulcanicum Kuhn 369, vulcan. var. gigantea Lssn. 369.

Caenopteris appendiculata Labill. 375, 376, Odontites Thbg. 375, 376.

Callipteris esculenta J. Sm. 382.

Calymmodon cucullatus Pr. 362.

Campteria biaurita Hook. 367.

Cassebeera pedata J. Sm. 367.

Chrysodium Fée 357.

aureum Mett. 357, cuspidatum Kuhn 358, repandum Mett. 358, sorbifolium Lssn. 358, sorbifol. var. oleandrifolia Lssn. 358, vulgare Fée 357, Zollingeri Kuhn 357.

Cyathea Sm. 355.

propinqua Mett. 355.

Cyrtogonium rivulare Brack. 357.

Darea Odontites Willd. 375.

Davallia Sm. 393.

alata Bl. 393, alpina Bl. 393, contigua Sw. 393, denticulata Mett. 395, denticul. var. elata Mett. 395, elata Sw. 395, elegans Sw. 395, Fijiensis Hk. 395, Gaimardiana Pr. 393, Graeffei Lssn. 394, heterophylla Sm. 393, moluccana Bl. 395, pallida Mett. 394, pentaphylla Bl. 396, pycnocarpa Brack. 396, sessilifolia Bl. 396, solida Sw. 394, Speluncae Baker 396.

Dennstaedtia Bernh. 396.
flaccida Bernh. 396, Samoënsis Moore 396.

Dicksonia L'Herit. 354.
anthriscifolia Kze. 396, Berteroana Hook. 354, dubia Gaud. 354.

Diplazium falcatum Brack. 382, Schkuhrii J. Sm. 381, Sheperdi Pr. 382, sylvaticum Sw. 380.

Doodya Kunthiana Gaud. 369.

Drynaria alternifolia Brack. 365, coadunata Brack. 383, obtusata Brack. 365, polycarpa Brack. 364, sylvatica Brack. 366, vulgaris J. Sm. 365.

Elaphoglossum conforme Schott 356, samoënse Brack. 356.

Gleichenia RBr. 353.
dichotoma Hook. 353, flagellaris Spr. 353.

Grammitis cucullata Bl. 362.

Gymnogramme Desv. 366.
involuta Hook. 364, tartarea Desv. 366.

Humata serrata Brack. 393.

Hymenophyllum Sm. 348.
affine Brack. 349, dilatatum Sw. 348, emarginatum Sw. 348, Feejeense Brack. 349, flabellatum Labill. 349, formosum Brack. 348, nitens RBr. 349, polyanthos Sw. 348, Tunbridgense Sm. 349, Wilsoni Hk 349.

Hypolepis Bernh. 383.
dicksonioides Hook. 383, tenuifolia Bernh. 383.

Lastrea aristata Bedd. 384, atrata Pr. 384, hirtipes (Moore) Bedd. 384, patens Pr. 387.

Lindsaya Dry. 397.
adiantoides Kuhn 397, chinensis Mett. 397, chinensis var. latifolia (Brack.) 398, lobata Poir. 398, nitens Bl. 398, Pickeringii Mett. 398, tenuifolia Bl. 398, tenuifolia Mett. 398, trichomanoides Dry. 397.

Litobrochia aurita Pr. 368, tripartita Pr. 368.

Lomagramme pteroides J. Sm. 359.

Lomaria capensis Willd. 369, chilensis Klf. 369, Gilliesii Hk. et Grev. 369, lanceolata Spr. 369, onocleoides Spr. 369, procera Spr. 369, vulcanica Bl. 369.

Lomariopsis sorbifolia Fée 358.

Loxogramme lanceolata Pr. 364.

Lycopodium L. 402.
carinatum Desv. 402, cernuum L. 402, laxum Pr. 402, Phlegmaria L. 402, squarrosum Forst. 402.

Lygodictyon Schkuhrii J. Sm. 354.

Lygodium reticulatum Schk. 354.

Marattia Sm. 400.
fraxinea Sm. 400.

Marsilia L. 404.
quadrifolia L. 404, mutica Mett. 404.

Microlepia inaequalis Pr. var. minor Brack. 395, papillosa Brack. 396, Speluncae Moore 396.

Micropodium Durvillei Mett. 379.

Nephrodium abruptum Hook. 386, attenuatum (Seem. Journ.) 385, hirtipes Hook. 384, propinquum RBr. 389, terminans Hook. 386, unitum Bedd. 386.

Nephrolepis Schott. 390.

acuta Pr. 391, altescandens Bak. 392, biserrata Schott 391, cordifolia Pr. 390, cordifolia var. tuberosa Bak. 390, hirsutula Pr. 392, obtusifolia Pr. 390, ramosa Moore 390, repens Brack. 391, tuberosa Pr. 390.

Niphobolus adnascens Klf. 363, carnosus Bl. 363, glaber Klf. 363, varius Klf. 363.

Odontoloma tennifolium Pr. 398.

Oleandra Cav. 389.

hirtella Miq. 389, neriiformis Cav. 389.

Ophioglossum L. 403.

pendulum L. 403, vulgatum L. 404, vulg. var. reticulata Mett. 404.

Phegopteris Fée 383.

Cunninghami Mett. 387, irregularis Mett. 383, macrodonta Mett. 383.

Pleopeltis Phymatodes Moore 365

Poecilopteris repanda Pr. 358.

Polybotrya H. B. K. 359.

lomarioides Kuhn 359, marattioides Brack. 371.

Polypodium L. 362.

accedens Bl. 364, adnascens Sw. 363, alternans Mett. 365, alternifolium Willd. 366, alte-scandens Colla 391, 392, conjugatum Klf. 365, contiguum Brack. 362, cucullatum Nees et Bl. 362, decorum Brack. 362, dilatatum Wall. 366, involutum Mett. 364, irioides Poir. 364, longissimum Bl. 365, Loxogramme Mett. 364, nutans Bl. 362, pennigerum Hk. 387, Phymatodes L. 365, Powellii Bak. 365, punctatum Sw. 364, samoënse Bak. 362, setigerum Bl. 362, subauriculatum Bl. 363, subauricul. var. serratifolia Hk. 363, sylvaticum Mett. 366, tamariscinum Klf. 363, tripinnatifidum Brack. 363, varium Mett. 363.

Prosaptia contigua Pr. 394.

Psilotum Sw. 402.

flaccidum Wall. 403, nudum Griseb. 403, triquetrum Sw. 403.

Pteris L. 367.

aculeata Sw. 368, aquilina var. esculenta Hook. 368, asperula J. Sm. 368, aurita Bl. 368, biaurita L. 367, Blumeana Ag. 367, concolor Langsd. et Fisch. 367, crenata Sw. 367, ensiformis Burm. 367, geraniifolia Raddi 367, incisa Thbg. 368, incisa var. aurita 368, longipinnula Wall. 367, marginata Bory 368, nemoralis Willd. 367, patens Hk. 368, quadrianrita Retz. 367, repandula Lk. 367, tripartita Sw. 368.

Sagenia pteropus Moore 388, pteropus var. minor Bedd. 388, varia Brack. 383.

Schizaea Sm. 353.
dichotoma Sw. 353, digitata Sw. 354, Poeppigiana Stnrm 353.
Schizoloma recnrvatnm Moore 398.
Scolopendrium Durvillei Bory 378, 379.
Selaginella Spring 406.
atro-viridis Spring 406, flabellata Spring 406, 407, Menziesii Spring 406, nana Spring 407, tenera Spring 407, Vogelii Spring 407.
Selliguea involuta Kze. 364.
Sitolobium samoënse Brack. 396.
Stenochlaena longifolia J. Sm. 358, oleandrifolia Brack. 358.
Taenitis angustifolia RBr. 360, lanceolata RBr. 360.
Thamnopteris Phyllitidis Pr. 370.
Todea Willd. 354, 399.
Fraseri Hook. et Grev. 354, Fraseri var. bidentata Lssn. 354.
Trichomanes L. 349.
bipnnctatnm Poir. 350, candatnm Brack. 351, digitatum Sw. 350, exaltatnm Brack. 351, Filicula Bory 350, hnmile Forst. 350, Javanicum Bl. 350, Javanicum var. alata Kuhn 350, longisetum Bory 352, maximnm Bl. 352, meifolium Bory 351, mnscoides Sw. 350, parvulum Poir. 350, peltatum Bak. 349, polyanthos Hook. 351, Powellii Bak. 350, rigidnm Sw. 351, Vitiense Bak. 349.
Vaginularia Fée 359.
Junghnhnii Mett. 359.
Vittaria Sm. 360.
Amboinensis Fée 360, elongata Sw. 360, elongata var. samoënsis Lssn. 409, plantaginea Bory 360, scolopendrina Mett. 360.
Woodwardia Sm. 369.
media Fée 369.

V.

Die Theorie der Wurzelkraft.

Von

Dr. W. Detmer.

Vorbemerkungen.

Es war zunächst nur meine Absicht mich über die Phänomene, welche durch die Wurzelkraft hervorgerufen werden, zu orientiren; da sich bei Gelegenheit dieser Beobachtungen indessen einige interessante Thatsachen herausstellten, so beschloss ich, angeregt durch Herrn Hofrath Schenk, die Sache weiter zu verfolgen. Die Untersuchungen sind im botanischen Laboratorium der Universität Leipzig ausgeführt worden und ich spreche hiermit dem genannten Herrn, meinem hochverehrten Lehrer, meinen herzlichsten Dank für die vielfältigen Rathschläge aus, die mir von seiner Seite zu Theil geworden sind, und besonders auch für die Freundlichkeit, mit welcher er mir die Literatur, die sich auf den Gegenstand bezieht, aus seiner Bibliothek zur Disposition stellte. Zunächst möge zur Orientirung eine Definition dessen gegeben werden, was man unter der Wurzelkraft und unter einer Theorie der Wurzelkraft versteht, sodann wollen wir weiter, um ein richtiges Verständniss der Sache herbeizuführen, in möglichst objectiver Weise einen Ueberblick über die historische Entwicklung der Anschauungen geben, die von verschiedenen Forschern in Bezug auf den Gegenstand vertreten wurden, dann aber soll die Darlegung der Methode und der Resultate unserer Untersuchungen folgen, um endlich, von dem gewonnenen Standpunkte ausgehend, die früheren Arbeiten kritisch zu beleuchten.

I.
Definition.

Die grossen Quantitäten Wassers, welche die Pflanze zur normalen Entwicklung bedarf, nimmt sie von aussen auf und zwar auf alle Fälle den grössten Theil aus dem Boden vermittelst der Wurzeln, vielleicht aber auch einen kleinen Theil vermittelst der oberirdischen Organe aus der Atmosphäre, wenigstens sprechen einige Gründe für diese Annahme, wenn gleich die Sache einer genaueren Untersuchung zu unterwerfen ist. Einmal wird nun das Wasser benutzt, um zur Entstehung der chemischen Verbindungen zu dienen, die den vegetabilischen Organismus zusammensetzen und zwar kann das Wasser entweder als solches in jene eintreten oder der Wasserstoff des Oxydes wird allein assimilirt, der Sauerstoff aber abgeschieden, welcher Prozess durch Untersuchungen von Boussingault wahrscheinlich gemacht worden ist.[1]) Diesen Theil des Wassers, der also auf zweierlei Weise zur Bildung chemischer Verbindungen dient, kann man wohl passend als Constitutionswasser bezeichnen. Ferner können wir Molecularwasser die Quantität des aufgenommenen Wassers nennen, welche die Hüllen jener Krystalle und unendlich kleinen Plasmamassen bilden, aus denen nach Naegeli's[2]) schönen und überaus scharfsinnig ausgeführten Untersuchungen die Bausteine der Pflanzen bestehen. Durch Imbibition wird zwischen die Moleküle[3]) der Elementarorgane oft mehr Wasser eingelagert, als eine normale Molecularstructur erfordert, indessen ist diese Menge, vorausgesetzt natürlich, dass sie ein gewisses Maximum nicht überschreite, dem Organismus keineswegs nachtheilig; ausserdem aber enthalten die Hohlräume der lebenden Zellen auch noch Wasser. Diese Quantitäten, die zur Lösung von Stoffen, zum Auftreten der Diffusionserscheinungen, zur Spannung und Erhaltung der Functionsfähigkeit der Gewebe dienen, wird man am besten als Transloca-

[1]) Die Landwirthschaft in ihrer Beziehung zur Chemie u. s. w. B. I. S. 54.

[2]) Sachs, Handbuch der Experimentalphysiologie der Pflanzen. S. 398.

[3]) Es bedarf wohl kaum der Bemerkung, dass man hier mit dem Ausdruck Moleküle einen anderen Begriff als in der Chemie verbindet.

tionswasser bezeichnen. Sachs [1]) weist schon darauf hin, dass saftige Reservenahrungsstoffbehälter wie z. B. Kartoffeln, Zwiebeln oder Knollen der Dahlien in trockner Umgebung ihre Knospen entfalten. An die Orte der Vegetation wird in diesen Fällen das Wasser nach Maassgabe des Verbrauches abgegeben, durch Imbibition und endosmotische Wirkungen der gelösten Stoffe wird es hierhin geleitet, um als Constitutions-, Molecular- und Translocationswasser zu dienen. Zu dem letzteren muss man auch den Antheil rechnen, welcher die assimilirten Stoffe von den Stätten dieser Processe in die Höhe zur Fruchtbildung befördert, oder sie der Wurzel und den Seitenorganen zusendet, damit diese sich weiter ausbilden können.

Erinnern wir uns aber nun weiter daran, dass Pflanzen, die ein stark entwickeltes Blattsystem besitzen, in kurzer Zeit mehr Wasser durch Transpiration verlieren als ihr Volumen und Gewicht beträgt, dass aus einem unweit vom Boden abgeschnittenen Stamme ein Saftstrom mit grosser Kraft und Schnelligkeit hervorquillt, so sehen wir, dass sich in den Gewächsen endlich auch noch Wasser befindet, welches dieselben vor den austrocknenden Wirkungen der Transpiration schützt und das wir darum auch wohl Transpirationswasser nennen dürfen, wenn gleich jene Aufgabe nicht die einzige ist, die es zu erfüllen hat, da es dem Organismus auch noch die Mineralbestandtheile zuführt u. s. w. Würde diese Quantität fehlen, so müsste die Pflanze nothwendig zu Grunde gehen, denn dann verlöre sie auch die früher genannten Theile Wassers durch Transpiration.

Die Trennung und Unterscheidung des Wassers im vegetabilischen Organismus nach den genannten Kategorien wird sicher Einiges zum besseren Verständnisse beitragen. Ich möchte indessen keinen zu hohen Werth darauf legen. Kein physiologischer Process steht isolirt für sich da, einer ist durch den andern bedingt, einer kann nur dann in normaler Weise vor sich gehen, wenn ein Gleiches mit den anderen der Fall ist. Das Transpirationswasser liefert Material zur Bildung des Translocations-, Molecular- und Constitutionswassers und die verschiedenen Quantitäten werden oft in einander übergehen, da eben der vegetabilische Organismus ein Ganzes ist. [2])

[1]) Handbuch der Experimentalphysiologie der Pflanzen. S. 197.

[2]) Ich kann mich durchaus nicht mit der Auffassung mancher einverstanden erklären, nach welcher der vegetabilische Organismus eine Summe von Indivi-

Man versteht nun unter dem Begriffe der Wurzelkraft die Kraft, welche in der Wurzel thätig ist, um das Wasser aus dem Boden bis in den Stamm zu transportiren. Die Theorie der Wurzelkraft hat demnach die Aufgabe zu untersuchen, wie jene Kraft entsteht, welcher Natur sie ist und wie sie sich äussert.

II.
Historische Betrachtungen.

Erst dann, nachdem zuvor die Anatomie der Gewächse begonnen hatte eine exactere Ausbildung zu erfahren, war es möglich, dass auch einige physiologische Processe besser erkannt und aufgeklärt wurden. Ersteres wurde der Wissenschaft vor 200 Jahren durch Malpighi und Grew gegeben, welche beiden Männer gleichzeitig, aber unabhängig von einander, das Mikroskop in die Botanik eigentlich erst einführten und dadurch zur Entdeckung der vegetabilischen Zellen geführt wurden. Sie erkannten, dass der ganze pflanzliche Organismus aus diesen Elementarorganen bestehe, dass durch Resorption eines Theiles ihrer Wandungen die Gefässe entstehen, welche in weiter Längsausdehnung den Körper durchziehen, sie fanden, dass die Zusammengruppirung der verschiedenen Zell- und Gefässformen zur Bildung der verschiedenen complicirten Organe führte.

Malpighi scheint nach Wolff's Angaben die Ursachen des Thränens der Bäume darin gesucht zu haben, dass die Sonnenwärme die Bodenflüssigkeit ausdehnt und dass nun das Wasser nach Massgabe der Volumvergrösserung sich einen Ausweg aus dem Boden sucht, den es findet, wenn es in die Pflanzen eindringt. Wolff sagt dann weiter:[1]) „Malpighius nimmt alsdann Ventile zu Hülfe und behauptet aus des Weinstocks gleichsam rohrknotigen Fasern, dass der einmal in die Höhe getriebene Saft nicht wieder fallen könne, sondern wegen noch mehr zudringenden Saftes weiter fort müsse."

Der erste, welcher die Erscheinungen, die durch die Wurzel-

duen repräsentirt, denn die Physiologie, wenigstens der höheren Formen, streitet vollkommen dagegen.

[1]) Wolff, Deutsche Uebersetzung von Hales Statik der Gewächse. 1748. Aus der Einleitung von Wolff. S. XIV.

kraft hervorgerufen werden, einem genauen Studium unterwarf und der auch schon versuchte, sich ein Bild über die Ursachen derselben zu entwerfen, war Hales. Er spricht sich in seinem im Jahre 1726 erschienenen berühmten Buche: „Vegetable statics" ausführlich über den Gegenstand aus. Leider war es mir nicht möglich das Original zu erhalten, so dass ich die deutsche Uebersetzung desselben von Wolff benutzen musste, die 1748 erschienen ist und welche letzterer mit einer Einleitung, betitelt: „Auszug aus der Pflanzenlehre", versehen hat.

Zunächst suchte Hales sich davon zu überzeugen, dass die Pflanzen die Eigenschaft besitzen zu transpiriren.[1]) Er pflanzte Sonnenblumen, Kohlpflanzen, Reben, Citronenbäume u. s. w. in Blumentöpfe, bedeckte dieselben mit Bleiplatten, welche mit zwei Oeffnungen versehen waren, deren eine den Stamm der Pflanze aufzunehmen hatte, während durch die andere ein Glasrohr eingeführt war, um das Begiessen zu ermöglichen. Täglich zwei Mal, am Morgen und am Abende, ausgeführte Wägungen zeigten, dass die Transpiration eine sehr beträchtliche war, und Hales sah ihre Bedeutung einmal darin, dass es der Pflanze nur in dieser Weise möglich sei, die sehr verdünnte nahrungsführende Flüssigkeit des Bodens in grösserer Quantität aufzunehmen, weiter aber erkannte er, dass die Vegetation zur normalen Entwicklung das Wasser überhaupt bedürfe.

Nicht wie die Thiere, hebt Hales weiter hervor, besitzen die Pflanzen ein Organ, welches im Stande ist die Flüssigkeiten des Organismus durch Contraction und Ausdehnung in Bewegung zu setzen, vielmehr sind es hier andere Vorrichtungen, und von diesen sind zunächst die Wurzeln ins Auge zu fassen. Hales befestigte eine Wurzel von $^1/_2$'' Durchmesser luftdicht in einer Glasröhre, füllte letztere mit Wasser an, verschloss die Oeffnung mit dem Daumen und brachte jene dann unter Quecksilber, worauf sich zeigte, dass dies bald 8'' hoch in der Röhre aufstieg, die Wurzel also eine entsprechende Menge des Wassers eingesogen haben musste. Aehnliches beobachtete Hales, wenn er statt der Wurzeln, Aeste oder Stämme in den Apparat einschaltete, in welchen Fällen er auch be-

[1]) Hales, Statik. S 1—48.

merkte, dass das Quecksilber bei schönem Sonnenschein höher stieg als zu Zeiten, wo dieser fehlte.[1])

Als Hales eine kleine Glasröhre mit Holzasche oder Mennige füllte, unten ein Glasrohr ansetzte, welches, nachdem es mit Wasser gefüllt war, mit dem unteren Ende in Quecksilber getaucht wurde, als er ferner an das obere Ende der die Asche enthaltenden Röhre eine weitere ansetzte, die Quecksilber enthielt, beobachtete er, dass das letztere in der obersten Röhre in die Höhe getrieben wurde und dass es in der untersten nach einigen Tagen bis zu 7″ Höhe gestiegen war. Nachdem er ferner auf die anziehende Wirkung der Schwämme aufmerksam gemacht hat, sagt Hales:[2]) „Aus eben diesem Grunde kommt her, dass die Pflanzen durch ihre kleinen Haarröhrgen die Feuchtigkeit so stark in sich ziehen, wie wir so umständlich in vorhergehenden Erfahrungen gesehen haben. Diese Feuchtigkeit versieget nun in der Transpiration durch die Wärme, setzet also die Saftgefässe in Freiheit, unaufhörlich neue Nahrung zu ziehen, welches sie nicht thun könnten, wenn sie damit schon gänzlich angefüllt wären.“

Um die Wirkungen der Kräfte zu veranschaulichen, die den Saft emportreiben, schnitt Hales eine Rebe dicht über dem Boden ab und setzte drei Glasröhren übereinander auf den Stamm, der $^3/_4$″ im Durchmesser besass. Der Saft wurde bis auf 21′ Höhe nach und nach getrieben und zwar fand das Steigen am Tage schneller statt als in der Nacht, schneller bei Sonnenschein als bei bedeckter Luft. Als der Engländer ähnliche Experimente am 4. Juli mit einer Rebe anstellte, stieg der Saft nicht und er schloss daraus, dass ausserhalb der Thränzeit die Transpiration der Blätter zu der Anziehung der Gefässe im Holze dazu kommen müsse, um die Saftbewegung herbeizuführen, dass die Wurzelkraft dann nicht wirke. Eine Vorstellung von der grossen Kraft, mit welcher der Saft aus der Rebe ausfliesst, sucht sich Hales noch dadurch zu verschaffen, dass er auf einen $^7/_8$″ Durchmesser besitzenden Rebenstumpf von 2 9″ Länge eine zweimal gebogene Glasröhre als Manometer aufsetzte und Quecksilber hineinbrachte. Letzteres erreichte einen Stand von $32^1/_2$″, welcher einer Wassersäule von 36′ 5″ Höhe entspricht.

---

[1]) Hales, Statik. S. 52.

[2]) Ebendaselbst. S. 52.

Aus dem, was Wolff in der Einleitung sagt,[1]) geht hervor, dass er das Thränen der Bäume aus der anziehenden Wirkung der Gefässe erklärt; eine treibende Kraft kann der Uebersetzer sich nicht vorstellen, da er hier wieder auf die Malpighi'sche Erklärung zurückkommt und diese ihm unwahrscheinlich ist, indem er glaubt, dass die Feuchtigkeit auf anderem Wege aus dem Boden entweichen könne.

Bei Gelegenheit unserer historischen Darlegungen ist nun Sarrabat[2]) zu nennen, der nach den Angaben von Dutrochet die Ansicht vertrat, dass der Saft in die Höhe getrieben würde, indem im Frühjahre die Luft im Mark und in den Intercellularräumen der Gewächse durch die Wärme eine Volumvergrösserung erfährt und sich so ausdehnend, einen Druck hervorruft.

Dutrochet selbst sagt, nachdem er zuvor das Phänomen der Saftbewegung dargelegt hat:[3]) „L'observation apprend, que l'ascension de la sève dépend de deux forces: 1 d'une impulsion; 2 d'une attraction." Um eine treibende Kraft zu constatiren, legte Dutrochet eine Wurzel, die sich im Boden befand, ziemlich frei und schnitt sie dann ab, worauf der aufsteigende Saft herausfloss. Durch mikroskopische Untersuchung überzeugte er sich, dass die Wurzeln in feine Fasern auslaufen, die ein schwammiges Gewebe zeigen[4]) und dass Wasser im Stande ist einzudringen. Die treibende Kraft sucht Dutrochet dann auf endosmotische Wirkungen zurückzuführen. Die emporziehende Kraft für den Saft sucht er dagegen in der Capillarwirkung der communicirenden inneren Theile der Pflanze und in der Transpiration.

Dutrochet und ferner dann auch Reninger[5]) fassten die Spiralgefässe als die wesentlichsten Wege für das Wasser auf, welches durch die Wurzelkraft emporgetrieben wird. Dem gegenüber hat Bruecke dann ganz neue Anschauungen ausgesprochen, als er im Jahre 1844 die Resultate seiner Untersuchungen über das Bluten

[1]) Hales, Statik. Einleitung. S. XIV.

[2]) Dutrochet, Mémoires pour servir à l'histoire anatomique et physiologique des végétaux et des animaux. 1837, I p. 389.

[3]) Ebendaselbst p. 392.

[4]) Dutrochet hat sicher Wurzelhauben untersucht, nicht Wurzelhaare, denn p. 394 spricht er von centralen und peripherischen Zellen.

[5]) Botanische Zeitung, 1843 v. 17. März.

des Rebstocks publicirte. Bruecke [1]) weist darauf hin, dass die Zellen der Markstrahlen und manche andere des Holzkörpers im Winter mit Amylum gefüllt sind, dass sie aber beim Beginne des Frühlings schon reichliche Wasserquantitäten enthalten, wenn die Spiralgefässe noch mit Luft erfüllt sind. Daraus folgert Bruecke dann: [2]) „Diese Thatsache, von der sich jeder in der entsprechenden Jahreszeit leicht überzeugen kann, schliesst von vorn herein jede Hypothese über das primäre Aufsteigen des Saftes in den Spiralröhren aus.“ Das Wasser tritt nach Bruecke also nicht zunächst in die Spiralgefässe ein, sondern es sind jene genannten Zellen, die es in erster Linie anziehen. Die Stärke wird dadurch einmal in einen aufgequollenen Zustand versetzt, weiter aber auch in lösliche Substanzen umgewandelt, fortwährend zur Vollziehung dieser Processe mehr Wasser angezogen, bis die Zellen strotzend mit diesem sich angefüllt haben. Die Wasseranziehung geht aber auch dann noch ihren Gang weiter, die überschüssige Flüssigkeit ergiesst sich aber in die Spiralgefasse. Nach der Anschauungsweise Bruecke's gelangt der Saft also aus der Wurzel ohne Mitwirkung der Spiralgefässe zunächst in die stärkehaltigen Zellen und zwar hält er es für möglich, dass die Flüssigkeit auf diese Weise in die äussersten Ausläufer der oberirdischen Organe gelangen könne; dann aber wird der Ueberschuss von hier aus in die Spiralgefässe transportirt und nun wird er vermittelst der Schwere hinabgezogen. Auf Grund dieser Hypothese sucht nun Bruecke auch manche beobachtete Erscheinungen zu erklären. Wirkt die Schwere auf den Saft ein, so muss derselbe sich in den unteren Theilen des Organismus zunächst in grösster Masse anhäufen und darum beginnt das Bluten hier zeitiger als an höheren Theilen. Ferner fand unser Forscher, dass Steigröhren, die an verschiedenen hoch gelegenen Aesten ein und desselben Rebstocks angesetzt wurden, in manchen Fällen eine Differenz des Saftdrucks angaben, welche einer Saftsäule von der Höhe des verticalen Abstandes der beiden Manometer entsprach.

So berechnet Bruecke z. B. aus den Untersuchungen, die mit Röhre VIII und IX angestellt wurden, Derartiges. VIII war an dem einen Aste eines Weinstocks in einer Höhe von 7′ über dem Boden

[1]) Ueber das Bluten des Rebstocks. Poggd. Annal. d. Chem. u. Phys. 1844. B. 3. S. 204.

[2]) Ebendaselbst. S. 182.

befestigt, IX dagegen an einem andern Ast derselben Pflanze $4^1/_4{}'$ darunter. Das Steigen des Quecksilbers im Manometer ergab sich nun in folgender Weise.

Tag	Stunde	Steigen nach pariser Zoll bei	
		IX	VIII
April			
28	7	209	165
„	2	169	123
„	8	204	156
29	7	236	191
„	10	267	214
„	6	164	126

Die Brücke'sche Arbeit veranlasst uns noch ferner zur Erwähnung der von ihm beobachteten Schwankungen des Quecksilberstandes.[1]) Diese sind nach ihm einmal der Ausdruck wesentlicher oder constanter Variationen der Intensität des Saftausflusses oder accidentelle Veränderungen desselben. Jene ersteren Variationen bewirken, dass die Differenz zwischen dem täglichen Minimum und Maximum des Quecksilberstandes im Manometer vom Anfang der Versuche an bis zur Zeit, wo die Blätter sich entfalten, fortschreitend grösser wird, dann aber hört sie auf sich zu zeigen, da die Transpiration eintritt. Diese Erscheinungen zeigen sich jährlich in gleicher Weise wieder, während dagegen die accidentellen Variationen allerdings auch wiederkehren, aber stets in veränderter Form, indem sie durch Feuchtigkeit und Wärme vielfältig modificirend beeinflusst werden.

Die weitere Verfolgung unserer historischen Betrachtungen wird uns jetzt die Arbeiten eines Mannes kennen lehren, die von grösster Bedeutung für unsern Gegenstand geworden sind. Wie es Hales' Verdienst ist, die ersten brauchbaren Beobachtungen über die Phänomene zu machen, welche durch die Wurzelkraft hervorgerufen werden, so ist es das Verdienst Hofmeister's, durch genaues Studium der Erscheinungen und scharfsinnige Combinationen zuerst eine rationelle Theorie der Wurzelkraft begründet und hier, wie auf manchen anderen Gebieten, die leitenden Grundideen angegeben zu haben, die einer weiteren Entwicklung fähig sind.

[1]) Poggendorf Annalen. 1844. B. 3. S. 192.

Hofmeister's erste Abhandlung, welche er im Jahre 1858 publicirte, schliesst sich unmittelbar an die Bruecke'sche Arbeit an. Der Autor bespricht die letztere zunächst kurz und wendet sich dann zur Kritik der darin ausgesprochenen Grundanschauung, nach der der Saft zunächst von den amylumhaltigen Zellen aufgenommen wird, um erst von dort aus in die Spiralgefässe zu gelangen. Nach Hofmeister [1]) wird die Spannung des Rebsaftes fast gar nicht verändert, wenn man die Theile der Pflanzen niederbiegt, die oberhalb der Ansatzpunkte der Manometer sich finden, während sie nach der Bruecke'schen Hypothese in diesem Falle die grösste Depression erleiden müsste, indem dann eine grosse Quantität des Saftes nicht auf die Manometer wirken könnte, sondern durch die Schwerkraft in die äussersten Enden der Spiralgefässe befördert würde, die sich in den abwärts gebeugten Theilen befinden. Als Hofmeister eine Wurzel freilegte und sie unweit des Stammes durchschnitt, um dann sowohl an das Ende der Wurzel, die im Boden fortlief, als auch an den Theil, der noch mit dem Stamme sich im Zusammenhang befand, ein Steigrohr anzusetzen, zeigte sich, dass dasu Qecksilber im ersteren weit stärker als im letzteren emporgehoben wurde, während die Bruecke'sche Hypothese das Auftreten der Erscheinung im umgekehrten Sinne verlangt. Wenn die Entfaltung der Blätter begonnen hat, so fliesst aus den oberirdischen Theilen allerdings kein Saft mehr aus, indessen ist dies bei den Wurzeln während der ganzen Vegetationsperiode der Fall. Die Kraft, mit welcher der Saft aus Wurzeln hervorquillt, hielt am 21. Juni einer Quecksilbersäule von 699mm, am 3. Juli einer von 618mm, am 8. Juli einer von 748mm, am 1. August einer von 515mm, am 1. September einer von 335mm Höhe das Gleichgewicht. Aus alle dem schliesst Hofmeister, dass die Kraft, welche den Saft emportreibt, ihren Sitz in der Wurzel habe. Unser Autor zeigt ferner, dass Wärme und Feuchtigkeit den Saftausfluss vermehren, er zeigt auch durchs Experiment, dass die Bruecke'schen Beobachtungen, nach denen aus höher gelegenen Stammtheilen weniger als aus unter diesen sich befindlichen ausfliesst, richtig sind. Auch krautartige Pflanzen benutzte Hofmeister zu seinen Untersuchungen; einige dieser zeigten folgende Druckkräfte.

[1]) Hofmeister, Ueber das Steigen des Saftes der Pflanzen. Bericht über die Verhandlungen d. kgl. sächs. Gesellsch. d. Wissensch. z. Leipzig 1858, Heft II u. III. S. 152.

Atriplex hortensis	65mm	Quecksilber
Chrysanthemum coronarium	14 „	„
Digitalis media	461 „	„
Papaver somniferum	212 „	„
Morus alba	12 „	„

Der folgende Satz, dessen Inhalt sich auf diese Beobachtungen bezieht, möge hier citirt werden, da er später für uns von grossem Interesse sein wird.[1]) „In allen diesen Fällen erfolgte das Steigen des Quecksilbers mit gleichmässiger Stetigkeit.“

Den Schluss der Hofmeister'schen Abhandlung bildet der Versuch, eine Erklärung für die Phänomene zu geben, welche die Wurzelkraft veranlassen. Die nächsten Umwandlungsproducte des Amylums, wie Dextrin und weiter auch Gummi, besitzen ein fast unbegrenztes endosmotisches Aequivalent. Im Diffusionsapparate findet sich fast ausschliesslich ein einseitiger Strom von Wasser zum Gummi hin. Die Menge des Wassers, welche eine Zelle aussondert, wenn sie strotzend gefüllt ist, hängt von drei Factoren ab, einmal von der endosmotischen Kraft des Inhalts, weiter von der Permeabilität der Membran für das vom Inhalte angezogene Wasser, endlich aber noch von der Filtrationsfähigkeit der Membran für den Theil des Zellinhaltes, der durch den, durch die fortschreitende Endosmose immer stärker werdenden Druck innerhalb der Zelle wieder hinausgepresst wird. Soll das Austreten von Flüssigkeit wahrgenommen werden, so darf natürlich nur ein Theil der Zelle mit Wasser in Berührung sein, der andere nicht, und zwar wird der Austritt von Wasser um so stärker sein, wenn sich auf der einsaugenden Fläche Hindernisse finden, welche sich der Filtration entgegenstellen, welche die Endosmose aber nicht zu sehr deprimiren. Alle diese Bedingungen finden sich in der Wurzel, um durch Diffusion und dadurch herbeigeführte Filtration einen Druck zu erzeugen, indem die inneren Rindenzellen und die Marknachbarzellen der Wurzeln mit Stärke gefüllt sind, die äusseren Rindenzellen sich aber wahrscheinlich in Korksubstanz umwandeln, also der Filtration mehr Widerstand leisten.

An Apparaten verschiedener Constructionen suchte Hofmeister seine Voraussetzungen zu beweisen. Er verschloss Röhren auf beiden

[1]) Bericht der Gesell. d. Wiss. zu Leipzig. 1858. II u. III. S. 156.

Seiten mit vegetabilischen Membranen, brachte auf der einen Seite ein Manometer an und nachdem Gummilösung, Palin oder Traganthgummi in den Apparat gefüllt war, wurde die eine Membran mit Wasser in Berührung gebracht. Mittelst dieser und ähnlicher Vorrichtungen gelang es dem genialen Forscher Drucke von 92mm Quecksilber herzustellen.

Diese interessanten Forschungen wurden nun von Hofmeister weiter fortgesetzt und im Jahre 1862 publicirte er dann eine neue Arbeit über den Gegenstand. Jamin [1]) hatte im Jahre 1860 sehr schöne Untersuchungen über die Capillarität angestellt, indem er Thonzellen von Elementen mit Bleiweiss, Zinkoxyd oder Stärke füllte und nachdem auf einer Seite ein Manometer aufgesetzt war, die Thonzelle zum Theil mit Wasser in Berührung brachte. Die Flüssigkeit drang ein und comprimirte die Luft so stark, dass sie einen Druck von Beziehungsweise 3, 5 und 6 Atmosphären ausübte. Jamin glaubte nun diese Erscheinungen mit dem Thränen der Bäume in Beziehung bringen zu können und versprach die Sache in diesem Sinne genauer zu verfolgen. Jamin hat seine Idee nicht weiter zu begründen gesucht, dagegen aber hat Mattenccis [2]) 1861 die Ansicht geäussert, dass das Ausfliessen des Saftes wohl dadurch bewirkt werde, dass die Luft im Innern der Pflanze, sich durch Erwärmung ausdehnend, einen Druck auf den Saft ausübt und diesen so austreibt. Um seine Ansicht zu begründen, führt er an, dass fast alle Forscher darin übereinstimmen, dass beim Bluten neben der Flüssigkeit auch Luft in Form von Blasen austrete. Diesen Anschauungen stellt Hofmeister den Satz gegenüber: [3]) „Es zeugt diese Aeusserung Mattenccis von völliger Unkenntniss der Erscheinungen, die zu erklären er unternahm.“ Einmal hat Hofmeister nie ein Auftreten von Luftblasen beim Thränen beobachtet, weiter aber fand er, dass das Thränen unter Umständen bei sinkender Temperatur beginnt, die erste Ursache also, welche obige Erklärungsweise verlangt, fehlt. Die Versuche, welche Hofmeister nun selbst ausführte, sind wieder unter Beihülfe des Manometers angestellt, und wir entnehmen dem reichhaltigen Materiale Folgendes.

[1]) Comptes rendus. 1860. p. 172.

[2]) Revue des deux mondes. 1861. p. 654. S. Flora. 1862. S. 101.

[3]) W. Hofmeister, Ueber Spannung, Ausflussmenge und Ausflussgeschwindigkeit von Säften lebender Pflanzen. Flora. 1862 S. 101.

Wenn die Pflanzen zur Untersuchung durch Abschneiden und Aufsetzen des Manometers hergerichtet sind, so beginnt der Saftausfluss nicht sofort, sondern erst nach einiger Zeit tritt die Erscheinung auf. Mit wachsender Stärke erreichte sie dann ein Maximum, um dann wieder nach und nach zu sinken. Durch einen grösseren Feuchtigkeitsgehalt des Bodens wird die Wurzelkraft gesteigert. Was die Beziehung der Wärme zur Wurzelkraft betrifft, so beobachtete Hofmeister, dass zuweilen bei steigender Temperatur der Saftdruck geringer, bei sinkender aber grösser wurde, aus welchem Falle schon klar hervorgeht, dass die Wärme nicht die einzige Ursache des Saftsteigens sein kann, sondern auch andere Kräfte hier noch in Betracht kommen. Was die Erklärung der in Rede stehenden Erscheinungen anbetrifft, so schliesst sich Hofmeister im Wesentlichen seinen früheren Darlegungen an; am wichtigsten wird sein, dass er, um die ausserordentliche Stärke der Kraft, die von der Wurzel geleistet wird, und die grosse Volumina Wassers emportreibt, verständlicher zu machen, der Gewebespannung einen Antheil an dem Zustandekommen der Vorgänge zuschreibt. Die folgenden Worte Hofmeister's werden dazu dienen, den Standpunkt unseres Forschers kurz zu charakterisiren: [1]) „Das Thränen beruht darauf, dass ein Theil der durch Imbibition der Zellhäute und durch Endosmose des Zellinhaltes aus dem Boden genommenen Flüssigkeit durch den Druck, welchen die Spannung der Parenchymzellwände und die endosmotische Ueberfüllung der Zellräume auf das gesammte Gewebe der Wurzel üben, in deren Gefässe hineingepresst wird." Schliesslich müssen wir noch aus der Hofmeister'schen Abhandlung die wichtigen Bemerkungen über die Periodicität der Wurzelkraft anführen, die sich in derselben finden.

Ausser der Temperatur und der Feuchtigkeit, welche die Intensität der Wurzelkraft modificirend beeinflussen, hat Hofmeister periodische Schwankungen am Stande des Manometers beobachtet, die unabhängig von jenen äusseren Einflüssen sich zeigten. „Wenn der Stand des Quecksilbers im Manometer die Höhe erreicht hat," sagt Hofmeister, [2]) „welche die wirkliche Spannung des Saftes der Ver-

[1]) Flora. 1862 S. 175.

[2]) Flora. 1862. S. 14. Da mir der Jahrgang der Flora beim Niederschreiben dieses Satzes nicht mehr zu Gebote stand, so entnahm ich ihn dem Handbuch der Experimental-Physiologie der Pflanzen von Sachs. 1865. S. 208.

suchspflanze anzeigt, so tritt in den Schwankungen der Quecksilbersäule die tägliche Periodicität des Saftdruckes deutlich hervor. Das Quecksilber steigt vom Morgen an bis zu den frühen Nachmittagsstunden, zeigt dann öfters ein mässiges Sinken, Abends nochmals ein Steigen, während der Nacht ein neues Sinken. Häufig tritt jedoch das nachmittägige Sinken der Quecksilbersäule nicht hervor, sie steigt stetig bis zum Abend und fällt nur während der Nacht." Ein periodischer Zustandswechsel der Zellen, der wesentlich in einer verschieden grossen Turgescenz derselben bestehen mag, soll nach Hofmeister die Ursache der periodischen Schwankungen der Wurzelkraft sein. Ein Beispiel wird zur Erläuterung des vorher gesagten dienen. An Urtica urens beobachtete Hofmeister folgende Schwankungen.

Tag des Juni.	Stunde.	Bodentemperatur. R⁰.	Auf die Stunde berechnete Ausflussmenge in Cub. Mill.
17	8 p. m.	19	0
„	11 „	19	316,6
18	6 a. m.	19	333,7
„	7 „	19	625
„	8 „	19	525
„	8½ „	19	600
„	12½ p. m.	19	625
„	3½ „	19	166
„	7½ „	19,5	90
„	9 „	19,5	133
19	6 a. m.	18	189
„	7 „	18	200
„	7½ „	18	200
„	12½ p. m.	18	180

Den Annahmen Hofmeister's von der Existenz einer Wurzelkraft, die durch gewisse physikalische Vorgänge hervorgerufen wird, trat im Jahre 1863 der östreichische Botaniker Boehm entgegen.[1]) Er ging von dem Gesichtspunkte aus, dass, wenn wirklich eine Wurzelkraft existire, diese durch künstliche Druckkräfte zu ersetzen sei.

[1]) Ueber die Ursachen des Saftsteigens der Pflanzen. Bericht d. kais. Gesell. d. Wiss. z. Wien. 1863. Bd. XCVII.

Zu dem Ende befestigte er abgeschnittene Zweige von Salix luftdicht in den kürzeren Schenkel eines gebogenen Rohres, so dass sie mit den unteren Theilen in Wasser eintauchten, und suchte nun durch Quecksilberdruck die Flüssigkeit in die Zweige hineinzupressen. Aus der Thatsache nun, dass in diesem Apparate die Versuchspflanzen sehr kümmerlich vegetirten oder gar bald zu Grunde gingen, schliesst Boehm, dass keine Kraft existire, welche den Saft, von unten aus wirkend, in den Stamm emportreibe. Boehm giebt die Existenz einer Wurzelkraft während der Frühjahrsperiode nun allerdings zu, ist diese aber verflossen, tritt das Bluten bei abgeschnittenen Stämmen nicht mehr ein, so ist die Transpiration die einzige motorische Kraft für den Saft. Durch Combination verschiedener weiterer Beobachtungen sucht Boehm seine Ansicht von der Nichtexistenz der Wurzelkraft ferner zu begründen. Er glaubt gefunden zu haben, dass Gewächse, wenn sie in einen Raum gebracht werden, der völlig mit Wasserdampf gesättigt ist, unter keinen Umständen mehr transpiriren. Andere Beobachter sind zu entgegengesetzten Resultaten gelangt und Boehm meint, dass, wenn diese Ergebnisse richtig sind, die Transpiration im mit Wasserdampf erfüllten Raume nur durch die Wurzelkraft herbeigeführt werden könne. Da Boehm aber nun seine Untersuchungen für einzig massgebend erachtet, so sieht er eben in dem von ihm constatirten Factum, dass im mit Wasserdampf gesättigten Raume keine Transpiration stattfindet, einen indirecten Beweis für die Nichtexistenz einer besonderen Wurzelkraft, während der späteren Zeit einer Vegetationsperiode.

Boehm spricht sich dann in einer im Jahre 1864 erschienenen Abhandlung weiter über den Gegenstand aus.[1]) Der Hauptpunkt, den ich mit dem besten Willen aus der verworrenen, unklaren Darstellung kaum herausfinden konnte, besteht darin, dass Boehm glaubt, durch die Transpiration entstehe in den Zellen ein luftverdünnter Raum, und nun sei der äussere Luftdruck im Stande den Saft emporzutreiben. Seinen Arbeiten legt der Autor in der That einen hohen Werth bei, was z. B. aus folgendem Satze hervorgeht:[2]) „Würde sich auch durch fernere Versuche meine Ansicht, dass das Saftsteigen durch den Luftdruck bewirkt werde, als unrichtig her-

[1]) Ueber das Saftsteigen der Pflanzen durch Diffusion, Capillarität und durch den Luftdruck bewirkt. 1864. Bericht der kais. Akdm. d. Wiss. z. Wien.

[2]) Böhm, 1864. S. 4.

ausstellen, so nehme ich doch das Verdienst in Anspruch, unter allen Pflanzenphysiologen die völlige Unhaltbarkeit der früheren Ansichten über diese so wichtige Lebensfunction der Pflanzen zuerst bewiesen zu haben."

Im Jahre 1865 nun erschien das ausgezeichnete Handbuch der Experimentalphysiologie der Pflanzen von Sachs, in welchem er auch die Erscheinungen genauer behandelt, welche durch die Wurzelkraft hervorgerufen werden. Sich den Hofmeister'schen Ansichten im Wesentlichen anschliessend, geht Sachs von der Annahme aus, dass jede Haut unter einem gewissen Drucke, wenn sie überhaupt für Wasser durchdringbar ist, auch filtrationsfähig werde. Um die in den Wurzelzellen wirkende endosmotische Kraft zu erklären, weist Sachs auf die in jenen enthaltenen gelösten Stoffe hin, auf die von W. Schmidt ferner constatirte Thatsache, dass die Zellhäute den gelösten Stoffen gegenüber eine stärkere Anziehungskraft besitzen, als sie eine solche auf die Wassermoleküle ausüben, also erstere zurückgehalten werden, und endlich macht unser Autor noch darauf aufmerksam, dass das Plasma ähnliche Fähigkeiten im lebenden Zustande besitzt, um den Zellen die Materien zu erhalten, welche wasseranziehend wirken. In Beziehung auf die Betheiligung der Gewebespannung beim Zustandekommen des Saftausflusses, wie solche Relationen von Hofmeister angenommen werden, bemerkt Sachs:[1]) „Die Gewebespannung zwischen activ ausdehnbaren und passiv dehnsamen Schichten wird von Hofmeister als ein wesentlich mitwirkendes Moment bei dem Zustandekommen der Wurzelkraft beobachtet; ich gestehe aber, dass es mir nicht gelingt, aus der Spannung, welche zwischen Parenchym einerseits und der Epidermis und den Gefässbündeln andererseits besteht, die von Hofmeister angegebene Wirkung herzuleiten." Sachs hat die Hofmeister'schen Apparate zur Demonstration des Zustandekommens der Wurzelkraft noch vereinfacht. Ein weiteres horizontal liegendes Glasrohr wird auf einer Seite mittelst einer Schweinsblase, auf der anderen Seite aber durch Pergamentpapier verschlossen und mit Zuckerlösung gefüllt. Ueber das letztere Ende wird dann eine Kautschukkappe gezogen, die mit einem gebogenen Glasrohr in Verbindung steht. Wird die Vorrichtung in Wasser gestellt, so gelingt es bei einer Filtrationsfläche von

[1]) Sachs, Handbuch. S. 207.

700 □Mill. in 24—48 Stunden so viel von dem Filtrate in dem 5 Mill. weiten Rohre emporsteigen zu sehen, dass es in letzterem eine Höhe von 10—12 Cm. erreicht. Ueber die täglichen Schwankungen der Intensität der Wurzelkraft hat Sachs auch Untersuchungen in Tharand angestellt und gelangt dabei zu Resultaten, die den Hofmeister'schen Ergebnissen entsprechen.

Es ist ferner einer ganz neuerdings erschienenen Arbeit von Mueller Erwähnung zu thun. Unser Autor denkt sich einen 200 Fuss hohen Wasserleiter aus Thon, Gyps oder Holz gefertigt, der mit dem einen Ende in Wasser steht, dessen anderes Ende aber mit Zweigen in Verbindung sich befindet. Helianthuszweige würden nach Mueller's Ansicht sicher an unserm Wasserleiter welken, während die Zweige von Laubbäumen sich frisch erhalten würden. Bei ersteren findet starke Verdunstung statt, so dass die Imbibition, die im Wasserleiter stattfindet, die Transpirationsverluste nicht schnell genug deckt, im letzteren Falle aber, wo die Transpirationsverluste geringer sind, ist der Ersatz möglich. Nicht aus dem Experimente sind diese Schlüsse abgeleitet, sondern Mueller nimmt den Sachverhalt willkürlich in dieser Weise an und sagt:[1]) „Merkwürdigerweise sind es gerade die niederen Pflanzen, welche von dem Hales'schen Druck abhängen, und gerade die höchsten, an welchen dieser Druck ganz bedeutungslos ist." Die Imbibition soll bei den Bäumen hinreichen, um den Transpirationsverlust zu decken, die kleineren Gewächse verdunsten so stark, dass hier die Wurzelkraft noch hinzukommen muss. Es scheint mir aus den Darlegungen Mueller's hervorzugehen, dass er die Existenz der Wurzelkraft auch in den Bäumen nicht ganz in Abrede stellt, auf alle Fälle aber hält er sie für die Saftbewegung für ganz bedeutungslos, was am besten aus dem folgenden Ausspruche hervorgeht:[2]) „Bei den Bäumen kann der Wurzeldruck keine Rolle spielen, denn im Maximum der Verdunstung sind die Röhren des Holzes wasserleer und die feste Substanz ist dann immer im Zustande des Aufsaugens."

S. Zusatz ganz am Ende.

[1]) Dr. N. J. C. Müller, Botanische Untersuchungen. 1872. S. 23.

[2]) Botanische Untersuchungen S. 25.

III.

Darlegung unserer Untersuchungen.

Wir erwähnten schon in der Einleitung, dass es beim Studium solcher Erscheinungen, die von verschiedenen Bedingungen abhängig sind, besonders darauf ankomme, die Function, welche nun von jeder der verschiedenen Bedingungen ausgeübt wird, genauer zu kennen und dass man, um dies Ziel zu erreichen, versuchen muss, die eine oder andere Ursache auszusondern, die anderen aber in gleicher Qualität und Quantität beizubehalten. Wir wissen, dass die Intensität der Wurzelkraft modificirend durch die Wärme und Feuchtigkeit z. B. beeinflusst wird; wollen wir die Wirkung der Wärme kennen lernen, so muss, wenn wir letztere z. B steigern, die Feuchtigkeit möglichst gleich bleiben, damit das Resultat nicht etwa durch Veränderungen, die dieser Factor erleidet, getrübt wird. Bei der Ausführung der Untersuchungen sind diese Gesichtspunkte möglichst berücksichtigt und wir können nun, nachdem auf diesen wichtigen Punkt noch einmal hingewiesen ist, dazu übergehen, die Versuche selbst näher ins Auge zu fassen.

Die Untersuchungen wurden nicht im Freien ausgeführt, sondern in einem Zimmer des botanischen Laboratorium. Die Objecte hatten alle im Treibhause gestanden und zwar befanden sie sich in Töpfen. Einige Zeit vor dem Versuche wurden sie ins Laboratorium gebracht, gut begossen und dann kurz vor Beginn der Untersuchung ihrer oberirdischen Organe beraubt, so dass aus der Erde noch ein kleines Stammstück hervorragte. Wasser erhielten die Gewächse dann nicht mehr, ausser in den Fällen, wo es darauf ankam, den Einfluss der Feuchtigkeit kennen zu lernen, dann aber ist die Zufuhr in den Tabellen stets notirt. Auf die Stammabschnitte wurden Glasröhren mittelst Kautschukschläuchen luftdicht aufgesetzt und vor Beginn des Versuches in erstere etwas Wasser gebracht, um eine Marke mit einem Diamanten anzubringen, die als Ausgangspunkt bei den Messungen dienen sollte. Ich habe keine Manometermessungen ausgeführt, sondern, um die Veränderungen kennen zu lernen, welchen die Wurzelkraft unterworfen ist, die Quantität des ausgepressten

Wassers bestimmt, welche Methode für diese Zwecke sehr gut in Anwendung zu bringen ist, da eben die Ausflussmenge das directe Product der Wurzelkraft repräsentirt und alle Variationen sichtbar zeigt. Es ist noch besonders hervorzuheben, dass stets nach jeder Messung mittelst eines ausgezogenen Glasrohres das Wasser bis zur Marke abgenommen wurde, damit der durch die Flüssigkeitssäule auf dem Stammquerschnitte lastende Druck immer constant bliebe. Die Töpfe wurden mit Thermometern versehen und in den ursprünglich von Sachs construirten, dann aber später vom Hofrath Schenk verbesserten Thermoregulator gebracht. Dieser Apparat besteht zunächst aus einem aus Zinkblech gefertigten Behälter, der mit Wasser gefüllt wird und auf einem Dreifusse steht. Es wird so viel Wasser in ersteren hineingebracht, dass, wenn ein zweiter ähnlicher Behälter in den ersteren hineingesetzt wird, die Flüssigkeit zwischen den beiden Wandungen bis etwa zum Rande emporreicht. Das erste Gefäss ist noch mit einer Vorrichtung versehen, um ein Thermometer und einen aus Glas hergestellten Quecksilberregulator anzubringen, in welchen das Gas der Leitung zuerst eintritt, um von hier aus durch einen Kautschukschlauch zum Brenner zu gelangen, der sich unter dem Dreifusse befindet. In das zweite Gefäss werden die Töpfe mit den Pflanzen gesetzt und dann auf den Apparat eine Glasglocke gesetzt. Nach der Einstellung des Regulators ist es nun möglich, die Temperatur im Apparate wochenlang fast absolut constant zu erhalten, indem, wenn durch irgend welche Einflüsse die Temperatur steigt, das Quecksilber sich sofort ausdehnt und weniger Gas zuströmt, die Temperatur also wieder sinkt, indem die Flamme kleiner wird, wohingegen bei Verminderung der Temperatur das Quecksilber sich zusammenzieht und mehr Gas zum Brenner auf diese Weise gelangen kann.

Um zu erfahren, wie viel Flüssigkeit dem Volumen nach ausfloss, habe ich keine directen Messungen ausgeführt, sondern mittelst der Messung des inneren Glasrohrdurchmessers und der daraus zu findenden Zahl für die Grösse des Radius des Röhrenquerschnittes und mittelst der Bestimmung der Höhe der Flüssigkeitssäule die Quantität berechnet, wobei die bekannte Formel

$$V = hr^2 \pi$$

in der V das Volumen, h die Höhe der Flüssigkeitssäule von der Marke ab, r den Radius des Glasröhrenquerschnittes und π die lu-

dolphsche Zahl = 3,14 bezeichnet, zur Anwendung kam. Gehen wir nun zur Mittheilung der einzelnen Untersuchungen über.

I. Untersuchungen an Paratropia terebinthacea (Holzpflanze).

Höhe des Stammstückes über der Erde = 12mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 55mm
Durchmesser des Stammes = 9mm
Durchmesser der Glasröhre = 9mm

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in m.m.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Barometerstand in Zoll und Linien.	Bemerkungen.
21/2	11 3/4 a. m.					Temperatur der
„	1 3/4 p. m.	3,0	2	1,5		Erde = 21° C.
„	4 3/4 „	4,0	3	1,33		
22/2	8 1/4 a. m.	11,0	15 1/2	0.71		
„	9 1/4 „	0,8	1	0.8		
„	10 1/4 „	1,0	1	1,0		
„	12 1/4 p. m.	2,0	2	1,0		
„	4 1/4 „	2,4	4	1,0		
„	4 3/4 „	0,4	1/2	0,8		
„	6 1/4 „	1,0	1 1/2	0,66		
23/2	9 1/4 a. m.	5	15	0,5		
„	11 „	1,4	1 3/4	0,8		
„	12 m.	0,8	1	0,8		
„	2 p. m.	3,0	2	1,5		
„	3 1/2 „	1,1	1 1/2	0,75		
„	6 „	2,0	2 1/2	0,8		
„	8 1/2 „	1,5	2 1/2	0,6		
24/2	8 1/2 a. m.	3,6	12	0,4		
„	10 „	0,9	1 1/2	0,6		
„	11 1/2 „	1,3	1 1/2	0,86	28″ 0,5‴	
„	1 1/2 p. m.	2,0	2	1,0	28″ 0,75‴	
„	3 „	1,3	1 1/2	0,86	28″ 0,4‴	
„	5 „	1,2	2	0,6	28″ 0,1‴	
25/2	9 a. m.	5,0	16	0,31	27″ 7,5‴	100 CC. Wasser
„	11 1/2 „	2,0	2 1/2	0,8	27″ 11,5‴	gegeben.
„	2 p. m.	1,5	2 1/2	1,0	27″ 11,2‴	
„	4 „	1,0	2	0,5	27″ 11‴	
„	7 „	2,4	3	0,8	27″ 11,2‴	
26/2	9 a. m.	4,5	14	0,32	27″ 8‴	Temperatur des
„	1 p. m.	2,5	4	0,62	27″ 8,5‴	Bodens auf 24°
„	3 „	1,0	2	0,5	27″ 8,2‴	C. erhöht.
„	6 „	3,0	3	1,0	27″ 8‴	
„	11 „	3,5	5	0,7	27″ 8‴	
27/2	9 a. m.	5,0	10	0,5	27″ 11,2‴	

II. Untersuchungen an Angophora lanceolata (Holzpflanze).

Höhe des Stammstückes über der Erde = 10mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 40mm
Durchmesser des Stammes = 5mm
Durchmesser der Glasröhre = 6mm

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
19/3	4 p. m.				Bodentemperatur
20/3	8 a. m.	4,8	16	3,0	= 20° C.
„	12 m.	1,2	4	3,0	
„	5 p. m.	1,7	5	3,4	
21/3	10 a. m.	5,1	17	3,0	
„	12	7,0	2	3,5	
„	2 p. m.	8,0	2	4,0	
„	4 „	7,0	2	3,5	
„	9½ „	17,0	5½	3,1	
22/3	10½ a. m.	36,0	13	2,77	
„	2 p. m.	13,0	3½	3,72	
„	4½ „	11,0	2½	4,4	
„	6 „	5,0	1½	3,32	
23/3	11½ a. m.	46,0	17½	2,6	

III. Untersuchungen an Houttea pardina (Holzpflanze).

Höhe des Stammstückes über der Erde = 13mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 45mm
Durchmesser des Stammes = 6mm
Durchmesser des Glasrohres = 6mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
25/3	2 p. m.				Bodentemperatur
„	3½ „	5,0	1½	3,34	20° C.
„	4½ „	3,3	1	3,3	
26/3	8½ a. m.	11,5	16	0,72	
„	10 „	1,5	1½	1,0	
„	12 m.	2,4	2	1,2	
„	2 p. m.	1,4	2	0,7	
„	4 „	1,0	2	0,5	
27/3	8 a. m.	4,2	16	0,26	
„	2 p. m.	3,0	6	0,5	
„	5 „	1,0	3	0,2	

IV. Untersuchungen an Calceolaria hybrida (Holzpflanze).

Höhe des Stammstückes über der Erde = 13mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 42mm
Durchmesser des Stammes = 7mm
Durchmesser des Glasrohres = 7mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
25/2	2½ p. m.				Bodentemperatur
„	4 „	2 0	1½	1,33	17,5° C.
„	7 „	5,0	3	1,66	
26/2	9 a. m.	10,0	14	0,71	
„	11 „	2,0	2	1,0	
„	1 „	2,0	2	1,0	

V. Untersuchungen an Prostranthera nivea (Holzpflanze).

Höhe des Stammstückes über der Erde = 13mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 41mm
Durchmesser des Stammes = 7mm
Durchmesser der Glasröhre = 6mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Ausfluss in der Stunde in Cbmm.	Bemerkungen.
25/3	2 p. m.					Bodentemperatur 22° C.
„	3½ „	5,8	1½	3,86	109,08	
„	4½ „	3,7	1	3,7	104,56	
26 3	8½ a. m.	4,4	16	2,75	77,71	Hier ist r = 3
„	10 „	6,0	1½	4,0	113,04	also $r^2 = 9$
„	12 m.	8,6	2	4,3	121,52	h ist variabel und
„	2 p. m.	9,0	2	4,5	127,17	mit 9×3,14 zu
„	4 „	9,0	2	4,5	127,17	multipliciren um
„	5½ „	5,5	1½	3,66	103,43	V. zu finden.
27/3	8 a. m.	4,7	14½	3,2	90,43	
„	10 „	8,0	2	4,0	113,04	
„	2 p. m.	1,8	4	4,5	127,17	
„	5 „	8,5	3	2,83	79,98	

VI. Untersuchungen an Prostranthera nivea (Krautartige Pflanze).

Höhe des Stammes = 17mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 43mm
Durchmesser des Stammes = 4mm
Durchmesser der Glasröhre = 4mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Ausfluss in der Stunde in Cbmm.	Barometerstand in Zoll und Linien.	Bemerkungen.
25/2	2½ p. m.						Bodentemperatur 21,5° C.
„	4 „	7,0	1½	4,66		27″ 11,0‴	
„	5 „	3,5	1	3,5		27″ 10,75‴	
„	7 „	8,0	2	4,0		27″ 11,75‴	
26/2	9 a. m.	9,0	14	0,64		27″ 8,0‴	
„	11 „	2,0	2	1,0		27″ 8,25‴	
„	1 p. m	2,5	2	1,25		27″ 8,5‴	
„	3 „	3,5	2	1,75		27″ 8,75‴	
„	4½ „	3,0	1½	2,0		27″ 8,0‴	
„	6 „	2,5	1½	1,66		27″ 8,0‴	
„	11 „	3,5	5	0,7		27″ 8,0‴	
27/2	9 a. m.	6,2	10	0,62		27″ 11,25‴	Temperatur auf 24° C. erhöht.
„	10 „	6,0	1	6,0		28″ 0,75‴	
„	11 „	4,1	1	4,4		28″ 1,0‴	
„	12 m.	3,1	1	3,1		28″ 1,2‴	
„	1½ p. m.	4,5	1½	3,0	37,68	28″ 1,5‴	Hier ist r =
„	3 „	5,0	1½	3,34	41,95	28″ 2,0‴	2 also $r^2 = 4$
„	4 „	3,4	1	3,4	42,70	28″ 2,2‴	h ist variabel

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Ausfluss in der Stunde in Cbmm.	Barometerstand in Zoll und Linien.	Bemerkungen.
27/2	5 p. m.	3,5	1	3,5	43,96	28″ 2,5‴	und mit
„	6 „	3,4	1	3,4	42,70	28″ 3,2‴	4×3,14 zu
„	7½ „	4,7	1½	3,13	39,31	28″ 3,5‴	multipliciren um V zu finden.
„	9 „	5,1	1½	3,4	42,70	28″ 3,5‴	
„	10 „	3,7	1	3,7	46,47	28″ 4,0‴	
„	11 „	4,0	1	4,0	50,24	28″ 4,0‴	
„	12 „	4,0	1	4,0	50,24	28″ 4,0‴	
„	12½ a. m.	1,8	½	3,6	45,22	28″ 4,2‴	Temperatur
28/2	9½ „	45,0	9	5,0	62,80	28″ 4,2‴	erhöht auf
„	10½ „	6,6	1	6,6	82,90	28″ 4,5‴	29,3° C.
„	11½ „	6,5	1	6,5	81,64	28″ 4,5‴	
„	12½ p. m.	6,3	1	6,3	79,13	28″ 4,5‴	
„	2½ „	12,5	2	6,25	78,51	28″ 4,5‴	
„	4 „	9,4	1½	6,26	78,63	28″ 4,5‴	
„	6 „	13,5	2	6,25	78,51	28″ 4,5‴	
„	7 „	3,5	1	3,5		28″ 4,0‴	
„	8 „	2,5	1	2,5		28″ 4,0‴	
29/2	8 a. m.	27,1	12	2,3		28″ 4,0‴	
„	9½ „	3,6	1½	2,4		28″ 2,2‴	
„	10½ „	2,5	1	2,5		28″ 2,2‴	
„	12 m.	2,5	1½	2,5		28″ 2,2‴	
„	2½ p. m.	6,4	2½	2,56		28″ 2,0‴	
„	4 „	2,4	1½	2,4		28″ 1,2‴	
„	5 „	2,6	1	2,6		28″ 1,0‴	
„	6 „	2,5	1	2,5		28″ 1,0‴	

VII. Untersuchungen an Sanchezia nobilis (Krautartige Pflanze).

Höhe des Stammes = 10mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 40mm
Durchmesser des Stammes = 6mm
Durchmesser der Glasröhre. = 6mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
26/2	1 p. m.				Bodentemperatur
„	3 „	16,0	2	8,0	17,5° C.
„	4½ „	15,0	1½	10,0	
„	6 „	15.0	1½	10,0	
„	11 „	55,5	5	11,1	
27/2	9 a. m.	122,0	10	12,2	
„	10 „	15,0	1	15,0	
„	11 „	13,5	1	13,5	
„	12 m.	13,5	1	13,5	
„	1½ p. m.	20,5	1½	13,66	
„	2 „	6,8	½	13,6	
„	3 „	14,5	1	14,5	
„	4 „	13,5	1	13,5	
„	5 „	13,4	1	13,4	
„	6 „	13,5	1	13,5	

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
27/2	7½ p. m.	19,8	1½	13,2	
„	9 „	20,1	1½	13,4	
„	10 „	13,7	1	13,7	
„	11 „	13,4	1	13,4	
„	12 „	13,5	1	13,5	
„	12½ a. m.	6,6	½	13,2	
28/2	9½ „	103,0	9	11,4	
„	10½ „	11,1	1	11,1	
„	11½ „	11,3	1	11,3	
„	12½ p. m.	11,3	1	11,3	
„	2½ „	22,6	2	11,3	
„	4 „	17,4	1½	11,6	
„	6 „	23,0	2	11,5	
„	7 „	11,7	1	11,7	
„	8 „	11,4	1	11,4	
„	10 „	22,6	2	11,3	
29/2	9½ a. m.	12,0	11½	10,0	
„	10½ „	10,0	1	10,0	
„	12 m.	15,1	1½	10,06	
„	12¼ p. m.	2,5	¼	10,0	
„	12¾ „	5,1	½	10,2	
„	1½ „	7,5	¾	10,0	
„	2½ „	10,1	1	10,1	
„	4 „	15,6	1½	10,4	
„	5 „	10,5	1	10,5	
„	6 „	10,4	1	10,4	

VIII. Untersuchungen an Sanchezia nobilis. (Krautartige Pflanze).

Höhe des Stammes = 10mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 40mm
Durchmesser des Stammes = 6mm
Durchmesser der Glasröhre = 6mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
9/3	2½ p. m.				Bodentemperatur 20° C.
„	3 „	4,0	½	8,0	
„	3½ „	5,2	½	10,4	Unter den Recipienten der Luftpumpe gebracht und 6 Kolbenzüge gethan.
„	4 „	5,5	½	11,0	12 Kolbenzüge gethan.
„	4½ „	4,0	½	8,0	6 Kolbenzüge gethan.
„	5 „	5,0	½	10,0	
9/2	10 a. m.				Bodentemperatur 20° C.
„	11 „	6,0	1	6,0	
„	12 m.	8,0	1	8,0	12 Kolbenzüge gethan.
„	12½ p. m.	4,0	½	8,0	
„	1 „	4,0	½	8,0	12 Kolbenzüge gethan.

IX. Untersuchungen an Sanchezia nobilis (Krautartige Pflanze).

Höhe des Stammes = 10mm
Höhe der Wassersäule bis zur Marke = 40mm
Durchmesser des Stammes = 6mm
Durchmesser der Glasröhre = 6mm.

Datum.	Stunde.	Ausflusshöhe in mm.	Stundenzahl.	Ausfluss in der Stunde.	Bemerkungen.
9/3	$1^3/_4$ p. m.				Bodentemperatur 27,5° C.
„	$2^1/_4$ „	6,0	$^1/_2$	+ 12,0	
„	$2^3/_4$ „	5,9	$^1/_2$	+ 11,8	
„	$3^1/_4$ „	6,0	$^1/_2$	+ 12,0	60 CC. Wasser von 27,5° C. zu-
„	$3^3/_4$ „	7,5	$^1/_2$	+ 15,0	gesetzt.
„	$4^1/_4$ „	7,5	$^1/_2$	+ 15,0	20 CC. einer bei 27,5° C. gesät-
„	$4^3/_4$ „	2,0 unter der	$^1/_2$	÷ 4,0	tigten Lösung von salpetersaurem
„	$5^1/_4$ „	3,0 Marke.	$^1/_2$	÷ 6,0	Kali zugesetzt.
10/3	8 a. m.				Bis zum Morgen in Wasser ge-
„	$8^1/_2$ „	4,0	$^1/_2$	+ 8,0	stellt, um das Salz zu entfernen.
„	9 „	4,0	$^1/_2$	+ 8,0	2 CC. der Salzlösung zugesetzt.
„	$9^1/_2$ „	3,0	$^1/_2$	+ 6,0	
„	10 „	3,2	$^1/_2$	+ 6,4	

IV.

Kritik früherer Arbeiten und Darlegung unserer Resultate.

Ueberblicken wir unsere historischen Darlegungen, so bemerken wir auf den ersten Blick, dass die Ansichten, die von den verschiedenen Forschern in Beziehung auf unseren Gegenstand ausgesprochen worden sind, sehr von einander differiren. Der hauptsächlichste Grund für diese Thatsache wird darin zu suchen sein, dass die meisten der Autoren sich keine klare Vorstellung von den Verhältnissen verschafften; es wurden verschiedene Erscheinungen und Ursachen verwechselt, wodurch das Urtheil irregeleitet wurde. Es ist sicher, dass besonders manche der älteren Forscher und vorzüglich Hales sich die grösste Mühe zur Aufklärung der so wichtigen Fragen gaben, indessen konnten sie nur bis zu einem Punkte gelangen, der dem damaligen Stande der wissenschaftlichen Erkenntniss entsprach; eben so gewiss ist es aber auch, dass neuere Autoren, z. B. Boehm, gar keine richtige Sachkenntniss besassen, der östreichische Botaniker sogar mit einfachen physikalischen Processen

wenig vertraut war. Wir müssen darum bei unseren Darlegungen das grösste Gewicht auf eine scharfe, klare Auseinandersetzung legen, wir müssen versuchen, die einzelnen Vorgänge zu trennen, um, wenn wir sie abgesondert von einander kennen lernten, ihr Zusammenwirken zu betrachten. Die Ursachen der Wurzelkraft sind zu scheiden von den Einflüssen, welche ihre Intensität modificiren; andere physiologische Processe im vegetabilischen Organismus müssen endlich herbeigezogen werden, um zu erfahren, in welchen Beziehungen sie zur Wurzelkraft stehen.

So verschiedenartig nun auch die Meinungen über die Ursachen des Saftauftriebes in den Pflanzen sein mögen, so lassen sich doch in den Ansichten mancher Forscher gewisse gemeinsame Gesichtspunkte erkennen und dadurch sind wir in den Stand gesetzt, alle Autoren über unsern Gegenstand zunächst in zwei grosse Gruppen zu theilen. Die Repräsentanten der einen Gruppe, nämlich Hofmeister, Sachs, Mueller und Bruecke, behaupten, dass durch das Zusammenwirken einfacher physikalischer Vorgänge in der Pflanze eine Kraft erzeugt werde, welche den Saft emportreibe, während alle übrigen Forscher physikalische Processe als solche, die sich in der Pflanze vollziehen, als Ursache des Saftsteigens ansehen. Nach der Ansicht jener werden in der Pflanze durch physikalische Vorgänge Druckkräfte erzeugt, nach der Meinung dieser dagegen bewirken die physikalischen Processe die Erscheinung selbst. Wiederum können wir nun die Forscher der beiden Gruppen weiter trennen, wenn wir das Gemeinsame und Verwandte ihrer Anschauungen aufsuchen. Die zweite Gruppe enthält zunächst einen Autor, nämlich Malpighi, der annahm, dass, indem die Sonnenwärme die Bodenflüssigkeit ausdehne, letztere durch die Pflanzen gepresst werde, um entsprechenden Raum zu gewinnen. Sarrabat und Mattenccis glaubten ferner die Ursache des Saftdruckes in dem Drucke suchen zu müssen, den die Luft in den Pflanzen bei ihrer Erwärmung und der dadurch erhöhten Spannkraft auf die Flüssigkeit ausübt. Wolff und Jamin sahen die Capillarität respective Imbibitionsfähigkeit der Gefässe des vegetabilischen Organismus als hinreichend an, um den Saftdruck zu erklären. Boehm setzt an die Stelle der Capillarität die Transpiration. Hales findet die Ursachen des Saftdruckes in der Capillarität und der Transpiration, Dutrochet fügt diesen beiden Momenten noch die Endosmose hinzu. Von den Forschern der

ersten Gruppe glaubte Brücke, dass die Druckkräfte nicht in der Wurzel, sondern in den oberirdischen Organen erzeugt würden, während Hofmeister und Sachs dieselben in der Wurzel selbst entstehen lassen, Mueller dagegen eine Wurzelkraft nur für stark transpirirende Pflanzen annimmt.

Wir müssen noch einmal hervorheben, dass, wenn es sich darum handelt, sich ein klares Bild von der Wurzelkraft zu machen, man stets zunächst die eigentlichen Ursachen derselben aufzusuchen hat, um sie und ihre Wirkung für sich zu betrachten, dann erst darf man sich bemühen zu erkennen, wie die Wirkungen durch das Hinzutreten physikalischer Verhältnisse oder anderer physiologischer Processe modificirend beeinflusst werden. Die Saftbewegung im Stamme und die Transpiration sind sicher nicht ohne Einfluss auf die Wirkungen der Wurzelkraft, indessen sie werden die letztere nur in quantitativer, nicht aber in qualitativer Hinsicht beeinflussen. Wir wollen versuchen die früheren Arbeiten von diesem Standpunkte aus kritisch zu beleuchten und bei Gelegenheit dieser Betrachtungen die Schlüsse einflechten, die wir aus unseren Untersuchungen ableiten können.

Jeder Boden besteht aus feineren und gröberen Theilchen, welche oft mikroskopisch klein, bis zu grossen Stücken heranwachsen. Da die einzelnen Elemente keine regelmässige Form besitzen, so entstehen viele Lücken zwischen ihnen, welche oft mit Luft erfüllt sind, die aber auch, wenn starke meteorische Niederschläge stattfinden, sich ganz mit Wasser anfüllen können, und zwar wird die Flüssigkeit je nach den physikalischen Eigenschaften des Bodens und je nach seinen localen Lagerungsverhältnissen längere oder kürzere Zeit in ihm verweilen. Für eine sehr grosse Anzahl von Pflanzen ist es am vortheilhaftesten, wenn sich in den Zwischenräumen keine, oder doch nur eine geringe Quantität Wassers befindet, denn wenn die Bodenflüssigkeit sich in zu grosser Menge vorfindet, so treten leicht Fäulnissprocesse der Wurzeln ein und andere Vorgänge zeigen sich, die der Vegetation schädlich werden können. Wir erinnern hier z. B. nur an die Reductionsprocesse des Eisenoxyds bei gleichzeitiger Gegenwart von Humus.[1]) Selbst in anscheinend ziemlich trockenen Böden gedeihen z. B. unsere Cultur-

[1]) Meine Abhandlung über die natürlichen Humuskörper des Bodens. Landwirthschaftliche Versuchsstationen Bd. XIV. S. 292.

pflanzen sehr schön und zwar wird das zu ihrem Gedeihen erforderliche Wasser durch die gröberen und feineren Bodentheilchen durch Adhäsionskräfte festgehalten, um so von den Wurzeln aufgenommen werden zu können. Viele Epidermiszellen der Wurzeln bilden bekanntlich jene eigenthümlichen, am Ende etwas angeschwollenen Organe, die man als Wurzelhaare bezeichnet. Diese aufnehmenden Organe legen sich fest an die, durch Adhäsionskräfte mit einer Wasserhülle umgebenen Bodentheilchen an und nun wird durch Imbibition und weiter folgende Endosmose die Bodenflüssigkeit aufgenommen. Findet sich eine grössere Quantität Wassers im Boden, so treten ganz analoge Erscheinungen auf, nur bedarf es dann nicht der Ueberwindung jener Anziehungskräfte, die von Seiten der Bodentheilchen auf die Flüssigkeitsmoleküle ausgeübt werden.[1]) Wenn nun auch Malpighi nicht diese Vorstellung von der Vertheilung des Wassers im Boden und von der Aufnahme der Bodenflüssigkeit seitens der Pflanzen gehabt haben mag, so steht doch fest, dass er die Thatsache der Aufnahme der Bodenflüssigkeit durch die Wurzeln kannte, und weiter muss er auch beobachtet haben, dass der Saft der Pflanzen mit einer gewissen Kraft aus denselben ausfliesst. Malpighi glaubte nun die Sonnenwärme als letzte Ursache des energischen Saftaustrittes ansehen zu dürfen, indem diese die Bodenflüssigkeit ausdehnt, bei welchem Vorgange letztere dann, um eben entsprechenden Raum zu gewinnen, in die Wurzeln hineingepresst werden sollte. Wolff, der Uebersetzer des Hales'schen Werkes, macht schon einen Einwand gegen diese Ansicht, der dahin lautet, dass das Wasser bei der Ausdehnung, welche es durch die Wärme erleidet, sich sichere Wege im Boden selbst suchen werde, welcher Anschauung wir natürlich beitreten müssen, wenn wir uns an die Structur der Zellmembranen erinnern. Durch jene sind die Wandungen nur unter höherem Drucke filtrationsfähig. Unter einem Drucke kann das Wasser im Boden aber nie stehen, da das Erdreich von unendlich vielen Poren durchzogen ist; die Flüssigkeit wird, um ihr Volumen proportional der Wärmezufuhr zu vergrössern, also stets die Poren des Bodens aufsuchen und nicht im Stande sein, die Widerstände zu überwinden, welche ihr durch die Membranen

[1]) Wir können hier nur auf diese Verhältnisse hinweisen; eine sehr sorgfältige Darstellung derselben findet man in Sachs' Handbuch der Physiologie, in der sechsten Abhandlung.

der Wurzelzellen entgegengesetzt werden. Die Wurzelkraft kann allerdings, wie wir später sehen werden, durch die Wärme in ihrer Intensität modificirt werden, letztere ist aber nicht die Ursache derselben.

Mehrere Forscher haben als Ursache des Saftauftriebes die Capillarität hingestellt. Hales, der sich das grosse Verdienst erworben hat, zuerst eine gute Methode zur Bestimmung der Grösse der Wurzelkraft aufgefunden zu haben, gehört hierher, dann weiter Wolff und Dutrochet. Der ausserordentliche Werth der Hales'schen Untersuchungen liegt fast ausschliesslish in der Genauigkeit und Gewissenhaftigkeit, mit denen die Experimente angestellt sind, aber weniger in den Erklärungsversuchen der Erscheinungen. Sicher ist es, dass die Capillarität bei der Saftbewegung überhaupt eine grosse Rolle spielt, indessen eine eigentlich treibende Kraft kann sie nie bilden. Es ist ja gerade das Eigenthümliche der Capillarität, dass durch sie die Flüssigkeiten von feinen Haarröhrchen festgehalten werden, weder also dem Zuge der Schwerkraft folgen, noch weiter emporgetrieben werden, als dies den jeweiligen Verhältnissen entspricht. Wir wissen, dass die Höhe, bis zu welcher die Flüssigkeiten durch Capillarattraction gehoben werden, um so bedeutender wird, je enger die Capillaren sind. Im Grunde sind die Molecularporen nichts Anderes als ausserordentlich feine Capillaren und daher erklären sich denn auch die überaus energischen Wirkungen der Jamin'schen Imbibitionsapparate. Dieser Autor glaubt auf diese Kräfte den Saftauftrieb zurückführen zu können, indessen das schon soeben vorher Erwähnte spricht gegen eine solche Auffassung. Wenn die Imbibition mehreren Atmosphären das Gleichgewicht hielt, wenn sie im Stande ist, wie ich Gelegenheit hatte dies bei Versuchen zu beobachten, die Herr Hofrath Schenk anstellte, dicke Glasröhren zu zersprengen, so zeigt das immer nur, dass der stattfindende Gegendruck unter den gegebenen Verhältnissen nicht im Stande war die Imbibitionskraft zu überwinden, keineswegs aber wird letztere dadurch zu einer Ursache, die beim Saftauftriebe in den Pflanzen mitwirkt; natürlich aber spielt die Imbibition gerade wie die Capillarität bei der Saftbewegung überhaupt eine wichtige Rolle.

Mir scheint aus den Hales'schen Darlegungen hervorzugehen, dass er die Transpiration durch die Blätter neben der Capillarität

als Ursache der von ihm constatirten Erscheinungen auffasste, sicher ist, dass Dutrochet jene mit zur Erklärung heranzog. Wir müssen hier wieder auf die ausgezeichneten Darlegungen verweisen, welche Sachs in seiner Physiologie giebt.[1]) Es kann entweder der Fall eintreten, dass die Transpiration dem Saftauftriebe gerade das Gleichgewicht hält, und dann wird die ganze Pflanze gleichmässig mit Wasser imbibirt sein, oder der Transpirationsverlust wird nicht durch die Wasserzufuhr von der Wurzel her gedeckt, in welchem Falle die Pflanze welken wird, oder endlich die Transpiration wird von der Zufuhr übertroffen. Dann füllen sich die Gefässe mit Wasser, ja der Druck kann in der Pflanze so stark werden, dass die Flüssigkeit aus den Blättern in Form von Tropfen herausgepresst wird, wie man dies oft so schön an Exemplaren von Zea Mais am Morgen beobachten kann, indem in der Nacht wegen geringerer Wärme und Lichtmangels die Transpiration sehr deprimirt wurde, die Aufnahme aber in fast gleicher Intensität fortdauerte. Auch im Frühjahre, wo das Laub noch nicht entfaltet ist, überwiegt die Wasseraufnahme und die communicirenden Gefässe und Holzzellen der Bäume füllen sich mit Saft, der, wenn man die Gewächse anbohrt, hervorquillt. Durch Transpiration wird den Wandungen der Gefässe und Zellen der Pflanzen imbibirtes Wasser entzogen, der Gleichgewichtszustand sucht sich wieder herzustellen und so entziehen stets höher gelegene Theile den tieferen das Wasser. Wäre die Transpiration die einzige Ursache des Saftsteigens, so würde nie ein Ausfliessen des Saftes stattfinden, sondern immer nur im günstigsten Falle das Imbibitionsvermögen der vegetabilischen Substanz gerade das Maximum erreicht haben. Nur regulirend kann die Verdunstung auf die Kräfte wirken, welche den eigentlichen Saftauftrieb bedingen, sinkt sie herab, so sammelt sich Flüssigkeit in der Pflanze an und diese letztere übt einen Gegendruck nach unten hin aus, so dass der Saftauftrieb deprimirt wird. Wie schon früher bemerkt, leiden die Arbeiten Boehms an grosser Unklarheit der Darstellung. Nur weil Weidenzweige nicht gut gedeihen wollten, als er mittelst Quecksilberdruck Wasser in sie hineinpresste, hält er die Hofmeister'schen Lehren von der Existenz einer Wurzelkraft für unrichtig, obgleich es doch auf der Hand liegt, dass die Pflanzen

[1]) Sachs, Physiologie S. 232.

aus ganz anderen Ursachen zu Grunde gegangen sein werden. Nur im Frühlinge soll der eigentliche Saftauftrieb stattfinden; Boehm aber hätte wissen sollen, dass Hofmeister gerade in der Abhandlung, auf die Ersterer sich bezieht, gezeigt hat, dass während des ganzen Sommers der Saftdruck fortwirkt, also auch bei stark transpirirenden Pflanzen vorhanden ist, nur dass hier dann die aufgespeicherten Wasserquantitäten keine so grosse als im Frühjahre sind. Wenn Boehm ferner glaubt, dass die Transpiration in einem mit Wasserdampf gesättigten Raume nur durch Wurzeldruck erklärlich sei, so irrt er auch in diesem Punkte sehr, denn die Erscheinung kann in der That eintreten, obgleich Boehm ihre Existenz bezweifelt und eben darin einen Beweis für seine Anschauung sieht: wenn nämlich die Temperatur in der Pflanze höher ist als in dem umgebenden Medium, der Wasserdampf in den Intercellularräumen also auch eine höhere Spannkraft besitzt. Die Meinung des Autors, dass durch die Transpiration in den Pflanzen ein luftverdünnter Raum entstehe, dann also der äussere Luftdruck den Saft emportreibe, zeugt in der That von grosser Unkenntniss anatomischer Verhältnisse bei den Pflanzen und physikalischer Gesetze. Bei Gelegenheit unserer historischen Darlegungen sahen wir, dass Dutrochet der Capillarität und Transpiration noch die Endosmose hinzufügte, um die Saftbewegung zu erklären. Dieser Forscher hat sich um die Erkenntniss der endosmotischen Erscheinungen überhaupt ein grosses Verdienst erworben und man muss sich einigermassen wundern, dass er nicht schon die Sachlage klarer ins Auge fasste. Dutrochet vermischte aber Wurzelkraft, Bewegung des Saftes im Holze und Transpiration zu sehr, so dass er die allgemeine Annahme machte, dass die Endosmose auch bei diesen Vorgängen betheiligt sei, ohne indessen den Gegenstand in dieser Richtung genauer zu verfolgen.

Sarrabat und Mattenccis sind endlich die letzten Forscher, die unsere erste Gruppe umfasst. Sie meinten, dass die Ausdehnung der Luft im Innern der Pflanzen, welche jene durch erhöhte Temperatur erleidet, die Ursache des Saftaustriebes sei, und zwar sahen sie diesen Vorgang als einzige Ursache an. Sachs hat durch Untersuchungen gezeigt,[1]) dass wenn man im Frühjahr abgeschnittene

[1]) Sachs, Botanische Zeitung 1860. S. 253 und Physiologie S. 220.

Hölzer mit dem einen Ende in warmes Oel bringt, das Wasser sich von den erwärmten Theilen fort zu den kälteren begiebt und an der Schnittfläche, die mit der Luft in Berührung ist, austritt. Aus der Thatsache, dass der Flüssigkeitsaustritt sehr beträchtlich sein kann und nicht dem Wassergehalt des Holzes proportional ist, folgert Sachs mit Recht, dass der Austritt nicht nur durch die Ausdehnung der Flüssigkeit selbst bewirkt werden könne, sondern dass bei dem Vorgange die durch die Wärme veranlasste Volumenzunahme der im Holze enthaltenen Luft mit im Spiel sei. Im Holze der Wurzel gehen diese Processe auch vor sich und sie spielen gewiss eine Rolle, wenn es sich darum handelt, den Transport des Saftes von der Wurzel in den Stamm zu erklären. Sarrabat und Mattenccis irren aber sehr, wenn sie nur die Erwärmung der Luft in der Pflanze als einzige Ursache des Saftdruckes auffassen, denn bevor überhaupt jene Erscheinung sich zeigen kann, muss Flüssigkeit vorhanden sein, die emporgepresst wird. Keiner der bis jetzt genannten Männer hat aber die Ursachen, welche das Saftsteigen einleiten, richtig erkannt; erst seit Hofmeister's Untersuchungen publicirt wurden, hat die ganze Frage richtige Grundlagen gewonnen. Die Thatsachen, dass nach Hofmeister's Beobachten das Thränen unter Umständen bei sinkender Temperatur beginnt, dass ferner Hofmeister, und auch ich kann das bestätigen, oft keine Luft beim Saftausfluss beobachtete, dass ferner der Saftauftrieb ein viel zu energischer ist, um in jenen Erscheinungen seine völlige Erklärung zu finden, zeigen deutlich, dass hier ganz andere Kräfte noch eingreifen müssen, um die Vorgänge zu bewirken.

Indem wir uns nun den Forschern der zweiten Gruppe zuwenden, nach deren Ansicht also eine eigenthümliche Kraft durch das Zusammenwirken verschiedener physikalischer Processe in den Pflanzen erzeugt wird, müssen wir zunächst auf die Bruecke'sche Arbeit Rücksicht nehmen. Dieselbe ist mit grosser Sorgfalt ausgeführt und wenn gleich durch Hofmeister's kritische Untersuchungen die Irrthümer Bruecke's klar dargelegt sind, so hat der letzte doch das grosse Verdienst, von allen Pflanzenphysiologen zuerst auf die Möglichkeit des Entstehens von Druckkräften in dem vegetabilischen Organismus durch das Stattfinden der endosmotischen Erscheinungen unter den eigenthümlichen Bedingungen, wie sie die Pflanze eben darbietet, hingewiesen zu haben. Die Versuche Hofmeister's, welche

wir in unserm historischen Theile anführten, genügen vollkommen, um zu zeigen, dass Bruecke's Ansicht eine irrige ist, dass nicht die Flüssigkeit zunächst in hoch gelegene Zellen des Stammes wandert, um dann in die Gefässe einzutreten, sondern dass in der Wurzel selbst eine energisch wirkende Kraft zur Production des Saftauftriebes liegt. Fassen wir nun aber die classischen Arbeiten Hofmeisters etwas näher ins Auge.

Nach Graham's Vorgange unterscheidet man bekanntlich Colloid- und Krystalloidsubstanzen. Jene ersteren charakterisiren sich im Wesentlichen durch ihre amorphe Natur und durch die Eigenschaft, nur in äusserst geringer Quantität oder gar nicht beim Diffusionsprocesse auszutreten, während dagegen die letzteren selbst in grösserer Menge durch die Membran hindurchwandern. Das endosmotische Aequivalent der Colloidkörper ist $= \infty$, während die Krystalloidsubstanzen nur bestimmte Mengen Wassers anziehen. Jolly nennt das endosmotische Aequivalent die Zahl, welche angiebt, wie viel Gewichtstheile Wasser gegen einen Gewichtstheil der fraglichen Substanz durch eine Membran hindurchgehen. In der That finden sich nun in den Zellen der Pflanzen, speciell hier der Wurzeln, Stoffe, die theils colloider Natur sind, also z. B. gelöste Eiweisstoffe, andererseits aber auch Krystalloidsubstanzen, die z. B. wie der Zucker wenigstens ein höheres endosmotisches Aequivalent besitzen als manche anorganische Salze. Jolly [1]) fand für das endosmotische Aequivalent folgender Stoffe z. B. die Zahlen:

Kochsalz =	4,3
Schwefelsaure Magnesia =	11,7
Saures schwefelsaures Kali =	2,3
Zucker =	7,1

Dass sich in den Pflanzensäften in der That Eiweiss und Zucker finden, geht unter andern aus Untersuchungen von Schroeder hervor, [2]) der in einem Liter des Saftes von Betula alba, welcher aus einem unmittelbar über dem Boden angebrachten Bohrloche ausfloss, folgende Quantitäten der beiden Substanzen fand:

Datum.	Eiweiss.	Zucker.
10 April	0,0200	14,0
12 „	0,0287	13,5

[1]) Lehrbuch der Physik von Müller, B I. S. 152.

[2]) Nobbe's Landwirthschaftliche Versuchsstationen. 1871. B XIV. S. 131.

Datum,	Eiweiss	Zucker.
14 April	0,0241	12,7
15 „	0,0307	12,5
16 „	0,0330	12,0
17 „	0,0213	10,9

Wir müssen Hofmeister vollkommen beistimmen, wenn er glaubt, dass der Saftauftrieb nun dadurch bewirkt werde, dass durch die Stoffe mit dem hohen endosmotischen Aequivalent fortwährend mehr Wasser in die Wurzelzellen eingezogen werde, bis diese strotzend mit Flüssigkeit gefüllt sind. Ist dieser Punkt erreicht, so wirken die Wasser anziehenden Kräfte aber weiter und nun üben die Flüssigkeitstheilchen einen energischen Druck auf die Zellmembran aus. Wenn letztere nicht filtrationsfähig wäre, so würde der Druck endlich den Gegendruck der festen Membran überwinden und die Zelle zersprengen, indessen da die Bedingungen der Filtration vorhanden sind, so tritt sie auf und die Flüssigkeit wird in benachbarte Zellen oder Gefässe hineingepresst. Erinnern wir uns nun daran, dass dieser Vorgang sich in unendlich vielen Zellen und continuirlich wiederholt, dass also den Gefässen fortwährend und von vielen Seiten Saft zugeführt wird, so werden wir verstehen, wie im Einzelnen allerdings geringfügige Processe durch ihr Zusammenwirken Bedeutendes hervorbringen können. Sind die Zellen an allen Theilen gleichmässig für die Filtration befähigt, so tritt auch aller Orten, da der Druck in Flüssigkeiten sich ja gleichmässig vertheilt, eine gleiche Quantität aus, wenn nicht andere Hindernisse auftreten. Hofmeister nimmt nun aber einen noch günstigeren Fall an, indem er auf die Verkorkung der äusseren Rindenzellen hinweist. Einmal tritt diese aber nur bei älteren Elementarorganen auf, die also wenig oder nichts von der Bodenflüssigkeit aufnehmen, weiter aber würde der Zweck, den Hofmeister dadurch erreicht zu sehen glaubt, nicht erfüllt werden; denn wenn auch die Filtrationsfähigkeit der Membranen durch den Verkorkungsprocess deprimirt wird, so geht doch dann auch damit ein Sinken der Diffusionsfähigkeit Hand in Hand. Es möge hier gleich des Zusammenhanges wegen bemerkt sein, dass Sachs [1]) auch die Annahme eines grösseren Filtrationswiderstandes von Seiten der äusseren Zellmembrantheilchen

[1]) Sachs, Handbuch der Physiologie. S. 205.

als von Seiten der nach innen gerichteten für gerechtfertigt erachtet, indessen giebt er keine genauere Begründung dieser Ansicht an. Wir können weder die Hofmeister'schen noch die Sachs'schen Meinungen nach dieser Richtung hin theilen.

Dem Verfasser des schönen Handbuchs der Physiologie verdanken wir den Hinweis auf die Wirkungen der Zellmembran und des Plasmas bei den zu betrachtenden Vorgängen. Sachs hat darauf aufmerksam gemacht, dass sowohl jene als auch dieses die gelösten Stoffe zurückhält, und zwar ist dies sehr wichtig, da dadurch die endosmotische Wirkung des Zellinhaltes gesteigert wird, und weiter trägt dieser Hinweis mit dazu bei, um die grosse Verdünntheit des ausfliessenden Saftes begreiflich zu machen. Nach Unger's [1]) Untersuchungen hat der Saft folgendes specifisches Gewicht, der aus zwei Bohrlöchern, von denen dass eine 3 Klafter höher als das andere lag, gewonnen wurde.

Datum	Spc. Gw. des Saftes des unteren Bohrloches.	Spc. Gw. des Saftes des oberen Bohrloches.
April 9	1,0053	1,0042
„ 10	1,0056	1,0047
„ 12	1,0058	1,0045

Die Thatsache, dass der Saft, welcher aus dem unteren Bohrloche gewonnen wurde, specifisch schwerer war, also auch mehr feste Substanzen enthielt, erklärt sich leicht, wenn man bedenkt, dass die Schwerkraft sich auf den Saft geltend macht und eben den specifisch schwereren hinabzieht.

Was endlich die neuerdings von Mueller über unsern Gegenstand publicirte Arbeit anbetrifft, so wiesen wir schon darauf hin, dass die Ansichten des Autors auf willkürlichen Voraussetzungen beruhen. Wir geben gerne zu, dass kleine Pflanzen verhältnissmässig stärker als grosse Gewächse transpiriren, indessen nichts berechtigt uns zu Annahmen, wie sie von Mueller ausgesprochen worden. Hofmeister hat die Wirkung der Wurzelkraft thatsächlich bei stark transpirirenden Pflanzen während des Sommers nachgewiesen und es müsste also derjenige, der die Bedeutung jener Kraft für die schwächer verdunstenden Pflanzen negirt, seine Meinung durch das Experiment beweisen. Die Thatsache aber, die von Mueller angeführt wird, dass zur Zeit des Maximums der Transpiration die Gefässe des Holzes

[1]) Unger, Sitzungsbericht d. kais. Akdm. d. Wiss. zu Wien. 1857.

bei den Bäumen der Flüssigkeit entbehren, genügt auf keinen Fall, eben derselben Hofmeister'schen Beobachtungen halber.

Gehen wir nun dazu über, die Factoren genauer kennen zu lernen, welche die Intensität der Wurzelkraft modificirend beeinflussen, so ist zunächst die physikalische Bodenbeschaffenheit hervorzuheben. Wenn man z. B. Sand, Thon oder Humus sich vollkommen mit Wasser sättigen lässt und nun das aufgenommene Wasserquantum bestimmt, so zeigt sich, dass nicht gleiche Wassermengen von dem festen Materiale zurückgehalten werden, sondern dass die wasserhaltende Kraft für verschiedene Körper verschieden, aber durch bestimmte Zahlenwerthe ausdrückbar ist. Setzt man die wasserhaltende Kraft des reinen Sandes = 1, so ergab sich bei Untersuchungen, die ich früher ausführte, [1]) die wasserhaltende Kraft des reinen Humus = 9,38, die eines Gemisches von 40% Sand und 60% Humus = 5,88. Wenn eine Pflanze auf einem sandigen Boden wächst, so steht ihr hier wenig Feuchtigkeit zur Disposition, dafür kann sie die geringen Quantitäten Wassers dem Boden verhältnissmässig leicht entziehen, da die Adhäsionskraft, die natürlich zwischen dem Wasser und dem Boden stattfindet und die von Seiten der Pflanze zu überwinden ist, nicht allzu stark sich findet. Im humosen Boden wirken die Anziehungskräfte stärker, dagegen aber wird dieses Verhältniss wieder durch die grösseren Wasserquantitäten ausgeglichen, die der humose Boden seiner grossen wasserhaltenden Kraft halber besitzt.

Setzt man zu einem Boden, der noch nicht mit Wasser gesättigt ist, mehr Flüssigkeit hinzu, so wird den Pflanzen dadurch die Möglichkeit gegeben auch mehr Wasser aufzunehmen. In der Zeiteinheit werden dann, wenn der Wassergehalt um das Doppelte gesteigert wurde, sich doppelt so viele Wassermoleküle mit den aufnehmenden Membranen in Wechselwirkung befinden. Schon Hales, Brücke und Hofmeister haben beobachtet, dass die Feuchtigkeitszunahme des Bodens die Intensität der Wurzelkraft vermehrt, und auch unsere Tabellen I und IX zeigen deutlich, wie bei gleichbleibenden Temperaturen die Ausflussmenge durch Wasserzufuhr wächst. Unter solchen Umständen strömt mehr Flüssigkeit in der Zeiteinheit in die Zellen ein, der Druck wird dadurch ein stärkerer, oder

[1]) Landw. Versuchsstation. B. XIV. S. 284.

wenigstens wird dem grösseren Eintritt entsprechend auch mehr wieder durch Filtration in die Gefässe hineingepresst. Aus unserer Tabelle IX geht ferner noch hervor, dass die Concentration der Bodenflüssigkeit von Einfluss auf die Aeusserung der Wurzelkraft ist. Mit steigender Concentration muss natürlich, ganz den sonstigen Diffusionserscheinungon entsprechend, weniger Bodenflüssigkeit in den vegetabilischen Organismus eintreten und wir sehen ja sogar, dass bei grosser Concentration unserer Lösung sich negative Grössen für den Austritt zeigen, also sicher vorwiegend ein Strom von dem verdünnteren Zellinhalte aus zur concentrirteren Bodenflüssigkeit hin stattgefunden hat. Die Pflanze befand sich auf jeden Fall im ganz normalen Zustande bei diesen Versuchen, denn als die Bodenflüssigkeit wieder verdünnt wurde, traten wieder positive Grössen für die Wirkung der Wurzelkraft auf. Finden sich im Boden viele leicht lösliche Stoffe, oder wird viel Kohlensäure in ersteren durch die Zersetzung organischer Stoffe gebildet, die dann Mineralstoffe in Lösung bringt, so wird dadurch die Concentration der Bodenflüssigkeit gesteigert und eine Depression des Saftausflusses herbeigeführt.

Eine energische Steigerung des Saftausflusses wird durch Wärmezufuhr erzeugt, wie dies deutlich aus den Tabellen I und VI zu ersehen ist. Nicht direct proportional der Temperatur der Luft werden sich diese Einflüsse geltend machen, sondern der Boden spielt hier dann noch eine wichtige vermittelnde Rolle. Je nach seiner Natur nimmt er die Wärme direct und aus der Luft schnell oder langsam auf und strahlt sie schnell oder langsam wieder aus. Die Erscheinungen, welche alsdann am Rande des Manometers oder im Steigrohre hervortreten, beruhen auf den Einflüssen der Wärme auf die Bodenflüssigkeit. Die Moleküle der letzteren werden einmal weiter von einander durch die Wärme entfernt, es tritt aber dann noch die Beschleunigung der Oscillationen der Wassermoleküle hinzu, wodurch in der Zeiteinheit dann bei höherer Temperatur mehr Flüssigkeit in einen gleichen Flächenraum der Zellmembranen eintritt, als dies bei niederer Temperatur der Fall ist. Besonders in der Zeit des Beginnes der Wurzelkraft werden sich in den äussersten Wurzelzellen noch Luftbläschen finden, auch die Capacität des Zellinhaltes für Kohlensäure wird durch höhere Temperatur deprimirt und ich glaube sicher annehmen zu dürfen, dass diese beiden Um-

stände mit dazu beitragen, bei steigender Wärme die Spannung in den Zellen und so den Saftausfluss zu steigern.

Sicher wird auch in den geschlossenen aufnehmenden Zellen die Luft und die gelöste Kohlensäure bestrebt sein sich auszudehnen und einen Druck auf die Membran ausüben, wenn ringsumher die Luft, welche die Pflanze umgiebt, verdünnt wird. Unsere Tabelle VIII zeigt denn auch in der That, dass bei vermindertem äusseren Luftdrucke der Saftausfluss gesteigert wird. Die Tabellen I und VI lassen erkennen, dass oft bei sinkendem Barometerstande der Saftausfluss allerdings steigt, indessen in anderen Fällen fiel er auch unter diesen Umständen. Die Schwankungen des Barometerstandes sind aber überhaupt nur sehr gering, so dass nur zu leicht andere Factoren einen überwiegenderen Einfluss ausüben und die Reinheit des Resultates dadurch getrübt wird. Wir müssen noch einmal hervorheben, um jeden Irrthum zu vermeiden, dass natürlich nur das Steigen des Saftes bei sinkendem Luftdrucke durch das Vorhandensein abgeschlossener Zellen in den Wurzeln zu erklären ist, denn in allen inneren Theilen der Pflanze, die mit der äusseren Luft direct communiciren, herrscht derselbe Druck, der sich im umgebenden Medium befindet. Fassen wir nun zum Schluss noch die merkwürdige Periodicität des Saftausflusses ins Auge.

Man könnte leicht in Versuchung gerathen zu sagen, dass die Transpiration Ursache dieser Erscheinung sei, denn Nachts sinkt diese herab, indem die Bedingungen stärkerer Verdunstung, also Wärme und Licht, deprimirt werden. Dadurch sammelt sich mehr Flüssigkeit in der Pflanze an, die der von unten her wirkenden Wurzelkraft ein Hinderniss entgegensetzt, wodurch auf alle Fälle eine Verminderung jener Kraft herbeigeführt wird. Wenn man indessen die oberirdischen transpirirenden Organe entfernt, so tritt die periodische Schwankung doch noch hervor und nun könnte man sagen, dass es die Temperaturdifferenzen von Nacht und Tag allein seien, durch welche die Wurzelkraft zur ersteren Zeit eine Depression erleidet. Indessen auch dieser Einwand ist nicht stichhaltig, denn in unserem Thermoregulator besassen wir ein Mittel, um constante Temperatur herzustellen, und doch sahen wir die Schwankungen des Saftausflusses. Betrachten wir unsere Tabellen, so zeigt sich bei I, II, III, IV und V, dass hier eine periodische Schwankung auftritt, die im Wesentlichen durch ein Steigen des Saftausflusses vom Mor-

gen bis zur Zeit der frühen Nachmittagsstunden und ein dann fortschreitendes Sinken charakterisirt ist. Dagegen aber zeigen die Tabellen VI und VII, dass hier Objecte zur Untersuchung gelangten, die keine periodischen Schwankungen des Saftausflusses zeigten. Aeussere Ursachen sind es nicht, wie wir sahen, die diese verschiedenen Erscheinungen bewirken, es müssen also Vorgänge in den Pflanzen stattfinden oder Organisationsverhältnisse sich an ihnen auffinden lassen, die einen Einblick in die Processe gewähren. Erinnern wir uns an die Bemerkung Hofmeister's, dass er bei Versuchen mit krautartigen Pflanzen von einer „gleichmässigen Stetigkeit des Saftausflusses" spricht. Ich habe, bevor ich diese Notiz in seiner Abhandlung fand, beobachtet, dass eben nur bei Holzpflanzen, nicht bei krautartigen Gewächsen eine Periodicität des Saftdruckes stattfindet, und freute mich jene Bemerkung dann zur Bestätigung der Richtigkeit meiner Beobachtungen in Hofmeister's erster Schrift zu finden. Jener Forscher hat kein Gewicht auf die Sache gelegt, wenn, wie wohl nicht zu bezweifeln ist, die citirten Worte den Sinn haben, welchen ich ihnen unterlege, denn an keiner andern Stelle hat er sich ähnlich ausgesprochen, und so war denn auch allgemein die Ansicht unter den Physiologen verbreitet, dass die Periodicität allgemeinere Verbreitung besitzt. Aus unsern Tabellen geht aber hervor, dass sich die Periodicität nur bei Holzpflanzen findet, und die Tabellen V und VI zeigen sogar die interessante Thatsache, dass Prostranthera nivea im jugendlichen krautartigen Zustande keine periodischen Schwankungen des Saftdruckes aufweist, während bei älteren Exemplaren solche sich einstellen. Der wesentliche Unterschied der sogenannten Holz- und Krautpflanzen bestand in unserem Fall darin, dass einmal bei ersteren in den Fibrovasalbündeln in der That eine starke Verholzung der betreffenden Zellregionen eingetreten war, andererseits aber weiter noch darin, dass die Epidermis bei ersteren sich zum Theil oder gänzlich in Periderm umgewandelt hatte, also auch durch den Verkorkungsprocess die Intensität des Wachsthums um so mehr deprimirt war, je weiter die Zellagen sich vom Centrum des Stammes entfernt fanden. Dagegen besassen die krautartigen Objecte noch eine normale Epidermis im Stadium der besten Vegetation begriffen. Während die krautartigen Pflanzen einen Stamm besassen, der mit chlorophyllhaltigen Zellen versehen war, so fehlten diese den Holzpflanzen wenigstens auf der äusseren Schicht

gänzlich, die grüne Farbe des Organs war in eine braune übergegangen. Ich glaube nun, dass es möglich ist, unter Berücksichtigung dieser verschiedenen Organisationsverhältnisse und unter Hinzuziehung mehrerer Thatsachen, die sowohl über die Gewebespannung, als auch über die Wachsthumvorgänge bekannt sind, das Auftreten der Periodicität des Saftdruckes in einem Falle und das Nichtvorhandensein derselben im andern zu erklären.

Durch die schönen Untersuchungen über die Gewebespannung, welche von Kraus [1]) ausgeführt sind, hat es sich herausgestellt, dass die Längsspannung der älteren Internodien grösser ist als die der jüngeren und höher liegenden, dass ein Maximum der Spannung erreicht wird, um von hier aus nach beiden Seiten hin abzunehmen. Dort wo die Längsspannung aufhört, tritt die Querspannung ein, indessen an ihrem Zustandekommen betheiligen sich nicht mehr alle Regionen des Stammes oder der Zweige. Das Mark hat in den meisten Fällen seine Vegetationsfähigkeit verloren, dass Holz hat auch schon eine festere Form angenommen und wenn es auch durch sein Wachsthum dazu dient die peripherischen Schichten passiv zu dehnen, so ist es doch selbst incompressibel, wenigstens sehr häufig, zeigt also nicht mehr die charakteristischen Eigenschaften eines activ gespannten Gewebes. Weiter hat jener Forscher constatirt dass sowohl die Längs- als auch die Querspannung, je nach den Tageszeiten, periodischen Schwankungen unterworfen sind, die grösste Intensität findet zur Nachtzeit statt, während kurz nach Mittag das Minimum hervortritt.

Sachs [2]) hat kürzlich eine Arbeit über das Längswachsthum der Internodien publicirt, in welcher er durch genaue Messungen gezeigt hat, dass in der Nacht die Energie der Vegetation weit stärker ist, als am Tage. Zu dieser Zeit werden die Stoffe besonders assimilirt, um dann während der Dunkelheit zum Aufbau des Organismus zu dienen. S. 163 weist Sachs auch schon auf die Coincidenz der täglichen Wachsthumsperiode und der Periodicität der Gewebespannung hin. Beide erreichen ihr Maximum in der Nacht, während das Minimum am Tage sich zeigt.

Die Behauptung ist sicher gerechtfertigt, dass die Gewebespannung, sowohl die Quer- als auch die Längsspannung, einen

[1]) Kraus, Die Gewebespannung des Stammes und ihre Folgen. 1867.

[2]) Sachs, Arbeiten des botanischen Institutes zu Würzburg, Heft II, 1872.

gewissen Einfluss auf den Saft ausüben wird, der durch die Wurzelkraft emporgetrieben wird. Hofmeister hat behauptet, dass sie die Bewegung desselben beschleunigen werde, dagegen aber hat Sachs Bedenken erhoben, die er indessen nicht genauer motivirt. Stellen wir uns eine Pflanze ganz schematisch vor als einen einfachen Cylinder, so entwickeln sich oben und unten stets neue, jugendliche Fortsätze, das Spannungsmaximum liegt etwa in der Mitte; auf alle Fälle nicht an einem der beiden Enden, sondern zwischen ihnen, haben wir es mit Längs- oder Querspannung zu thun. Gerade so, wie nun Saft, wenn er sich in Regionen des Spannungsmaximums oder etwas darüber befindet, durch den Druck, den eben die in Spannung sich befindenden Gewebe ausüben, an die Orte geringeren Druckes, also nach oben gepresst wird, gerade so wird der Saft, der von der Wurzelkraft unmittelbar emporgetrieben wird, eine Depression seiner Bewegungsgeschwindigkeit durch die Vertheilung der Spannungsintensität erleiden, da er sich aus spannungslosen Regionen solchen Theilen der Pflanze zubewegt, die stärker und immer stärker gespannt sind, also einen Druck nach der Richtung des geringsten Widerstandes hin, d. h. nach unten, ausüben. Bei unsern sog. Krautpflanzen fand wohl fast nur Längsspannung statt, da sie sich im jugendlichen Alter befanden, die Holzpflanzen dagegen besassen Querspannung. Wenn wir uns daran erinnern, dass bei der Querspannung das Holz nicht, oder doch nur sehr wenig von den peripherischen Schichten comprimirt wird, sondern nur durch Wachsthum sich dehnt, um die äusseren Schichten des Stammes passiv zu spannen, so ist schon daraus ersichtlich, dass die Querspannung im Stande ist, einen grösseren Druck als die Längsspannung auszuüben. Es kommt aber weiter noch hinzu, dass die Epidermis der Pflanzen, an denen die Querspannung aufgetreten ist, sich meist in Periderm verwandelt hat, also Kork- und Borkebildungen eingetreten sind. Diese Theile werden gedehnt, aber nicht wie bei Pflanzen, die Längsspannung zeigen, sind sie befähigt zu wachsen und den Dehnungsursachen nachzugeben, sondern der Gegendruck ist weit energischer, den sie auf tiefer liegende Theile ausüben, die compressibel sind und Saft führen. Zur Nachtzeit findet die stärkste Gewebespannung statt, und auch damit Hand in Hand gehen l die stärkste Vegtation, also wird bei Pflanzen, die Längsspannung zeigen, die Dehnung im gewissen Grade durch das Wachsthum ausgeglichen, während dies bei

den Holzpflanzen nicht in der Weise der Fall ist. Bei den krautartigen Pflanzen stellt sich durch die Pressung der centralen Theile, welche parallel der Vegetationsaxe geht, und durch Dehnung der peripherischen Regionen wohl stets ein gewisser Gleichgewichtszustand her, so dass der Druck fast constant bleibt; bei den Holzpflanzen wird der Druck durch die specifischen Verhältnisse der Querspannung mit dem Maximum derselben, also zur Nachtzeit, steigen, der Saftausfluss also deprimirt werden, während am Tage der Saftausfluss sein Maximum erreicht. Eine Tabelle mag die höchst interessanten Thatsachen der Coincidenz des Wachsthums und der Gewebespannung und die Beziehungen beider zum Saftausflusse erläutern.

Zeit.	Zuwachs in einer Stunde bei Dahlia variabilis in mm. [1])	Differenz in 0/0 der Rindenspannung bei Pyrus communis. [2])	Auf die Stunde berechnete Ausflusshöhe in mm. Siehe unsere Tabelle I.
1 p. m.	7,2		
2 „	5,2	4,2	1,0
3 „	4,5		
4 „	4,0		0,5
5 „	3,6	4,0	
6 „	3,0		
7 „	4,3	5,8	0,8
8 „	7,0		
9 „	11,0		
10 „	9,5		
11 „	7,5		
12 „	8,0		
1 a. m.	10,8		
2 „	10,4		
3 „	11,6		
4 „	12,0		
5 „	11,2		
6 „	10,6		
7 „	11,5		
8 „			
9 „			

Ich hoffe zur Erklärung der Periodicität des Saftdruckes den richtigen Weg betreten zu haben, indem ich auf die Beziehungen der Wurzelkraft zur Gewebespannung hinwies; die Einzelheiten unserer Darlegungen weichen aber vielleicht noch von der Wahrheit ab.

Leipzig, den 28. Juli 1872.

[1]) Sachs, Arbeiten des botanischen Instituts zu Würzburg Heft. II. S. 150.

[2]) Kraus, Die Gewebespannung des Stammes und ihre Folgen. Tabellen S. 28.

Nachträgliche Bemerkung.

In diesen Tagen erschien die dritte Auflage des Lehrbuches der Botanik von Sachs und so bietet sich die Gelegenheit dar, noch einige Punkte mit in das Bereich der historischen Betrachtung hineinzuziehen, die von Interesse sein dürften. In dem Lehrbuche werden, die Erscheinungen, die durch die Wurzelkraft hervorgerufen werden und ferner auch die Ursachen derselben dem Plane des Werkes gemäss kurz, aber mit grosser Präcision charakterisirt. Unsere besondere Aufmerksamkeit verdienen die Beobachtungen über den Einfluss, den ein auf den Stammquerschnitt lastender Druck auf die Quantität des Saftausflusses ausübt. Es war Sachs von Interesse zu wissen, wie der Saftausfluss bei zwei gleichen Individuen sich verhält, von denen das eine am Stammquerschnitt keinen, das andere hier aber einen constanten Druck erleidet. Um diese Frage zu entscheiden, benutzte unser Autor zwei gleichartige Sonnenrosenpflanzen, die in Töpfen vegetirten und mit zwei Apparaten in Verbindung standen, deren Construction hier nicht näher zu beschreiben ist, da das allgemein verbreitete Lehrbuch neben der Beschreibung auch eine Abbildung giebt. [1]) Durch die letzteren ist man in den Stand gesetzt, die gewünschten Bedingungen zu erfüllen, und es zeigte sich, dass bei höherem Druck auf den Stammquerschnitt der Saftausfluss deprimirt wird. Die Differenzen von beiden Fällen sind indessen nicht sehr gross. In 33 Stunden flossen z. B. bei keinem Druck = 0 26,45 CC., bei einem Druck auf den Stammquerschnitt von 17 Ctm. Quecksilber dagegen 20,9 CC. Saft aus. Diese Angaben sind darum von Interesse, und auch Sachs scheint bei der Anstellung der Versuche von dem Gesichtspunkte ausgegangen zu sein, weil sie darauf hinweisen, dass die Quantität des Saftausflusses durch die Verhältnisse des Gegendruckes, welche dem Saft, der durch die Wurzelkraft emporgetrieben wird, sich entgegenstellen, modificirend beeinflusst wird. Derartige Verhältnisse sind wohl wesentlich in der Structur der vegetabilischen Organe und ferner in der Be-

[1]) Sachs, Lehrbuch der Botanik 1873. S. 965.

schaffenheit des Inhaltes derselben zu suchen, sie bedürfen indessen noch eines specielleren Studiums.

Von weiterem Interesse ist noch der Erklärungsversuch der Thatsache, dass die turgescirenden Wurzelrindenzellen nur Saft in die Xylemtheile der Fibrovasalstränge auspressen, nicht aber auch nach aussen hin.[1]) Sachs giebt zu, dass die Anschauung, als seien die Zellen von aussen nach innen vermöge ihrer Molecularstructur mehr befähigt, Diffusionsprocesse zu gestalten, die aber nach der Richtung des Holzkörpers besser geeignet für Filtrationsvorgänge unter hohem endosmotischen Drucke, nur als Hypothese anzusehen sei, indessen leistet sie als solche zur Erklärung des Thatbestandes doch gute Dienste.

[1]) Sachs, Lehrbuch der Botanik 1873. S. 597.

VI.

Zur Keimungsgeschichte der Osmundaceen, vorzüglich der Gattung Todea Willd.

Von

Dr. Chr. Luerssen.

Hierzu Tafel XXIII und XXIV.

Die grosse Mehrzahl der bis jetzt ausgeführten Untersuchungen über die Keimung der Farnsporen ist an Arten aus der Familie der Polypodiaceen gemacht worden, weniger hat man Typen der übrigen Gruppen in den Beobachtungskreis hineingezogen. Die Osmundaceen werden meines Wissens zuerst von Wigand [1]) erwähnt. Derselbe bildet auf Tafel III, Fig. 1—3 bereits, wenn auch roh, so doch unverkennbar, die Antheridien des Vorkeimes von Osmunda regalis L. ab, und aus diesen Zeichnungen geht die Reinheit seiner Cultur wohl zweifellos hervor, so sehr man sich sonst vor Untersuchungsmaterial, das nicht mit grösster Vorsicht behandelt und vor der so sehr leicht stattfindenden Verunreinigung durch andere Arten geschützt worden ist, hüten muss.

Aber erst in der Neuzeit ist uns, abgesehen von den wenigen Angaben in Wigand's Arbeit, die Keimung von Osmunda durch die ganz vorzügliche Arbeit von Kny, „Entwickelung des Vorkeimes von Osmunda regalis“ [2]), genau bekannt geworden. Derselbe hatte

[1]) Wigand, Botanische Untersuchungen. II. Weitere Beobachtungen über die Keimungsgeschichte der Farne, pag. 33—66, tab. II u. III, fig. 1—11. Braunschweig 1854.

[2]) Pringsh. Jahrb. f. wissensch. Bot. VIII, pag. 1—15, tab. I—III.

seine Beobachtungen bereits in der Monographie der Gattung Osmunda von Milde im Auszuge mitgetheilt [1]), doch kam mir diese Arbeit erst später in die Hände, als ich schon, ohne von Kny's Veröffentlichungen zu wissen, die Keimungsgeschichte von Todea barbara Moore, Todea superba Col., Osmunda regalis L. und Osmunda cinnamomea L. im Wesentlichen abgeschlossen hatte. Ich freute mich beim Lesen des citirten Aufsatzes, die von mir gewonnenen Resultate so sehr mit den von Kny erhaltenen übereinstimmend zu finden. Dabei bemerke ich sogleich von vornherein, dass Todea in seiner Entwickelung aus der Spore in jeder Beziehung so sehr derjenigen von Osmunda nahe kommt, dass man die Vorkeime beider Gattungen bis zum Auftreten des ersten Blattes der jungen Pflanze durchaus nicht von einander zu unterscheiden im Stande ist. Man könnte einfach in die von Kny gelieferte Darstellung der Hauptsache nach den Namen „Todea" für „Osmunda" einschalten. Es wäre daher überflüssig, eine ganz ausführliche Schilderung der vorzüglich an den genannten Todea-Arten gemachten Erfahrungen zu geben. Ich beschränke mich auf das Wichtigste, Kny's Arbeit noch durch einige Abbildungen ergänzend, die ich aus einer grossen Anzahl von Zeichnungen sorgfältig auswählte. Obgleich durch verschiedene Umstände im Druck sehr verzögert, dürfte noch jetzt die kleine Abhandlung nicht an Werth verloren haben, da sie namentlich den innigen Zusammenhang der Osmundaceen-Gattungen auch auf entwickelungsgeschichtlichem Gebiete darlegt. Ich schliesse mich dabei betreffs der äusseren Gliederung an Kny's Aufsatz an.

1.

Bau der Sporen.

Die Sporen von Todea barbara Moore sind fast kugelig, nur auf einer Seite mit drei kurzen, den Aequator lange nicht erreichenden Leisten versehen (Taf. XXIII, fig. 27). Letztere sind ziemlich breit, bedeutend breiter, als bei Osmunda regalis L. und Osmunda cinnamomea L., und zeigen bei starker Vergrösserung und scharfer

[1]) Verhandl. d. zool. bot. Gesellsch. zu Wien, Monogr. gener. Osmundae, pag. 49. Botan. Zeit. 1868, pag. 870.

Einstellung in der Regel auf ihrer Mitte eine feine Längslinie als den Ort, wo sie beim Keimen aufspringen. Todea superba Col. zeichnet sich durch sehr zarte, oft kaum wahrnehmbare Leisten aus.

Die Grösse der Sporen beträgt bei Todea barbara 0,068—0,085 Millimeter im Durchmesser, am häufigsten etwa 0,075, während diejenigen von Todea superba Col. 0,038 - 0,051, meistens 0,042 Millimeter Durchmesser zeigen, diejenigen von Osmunda cinnamomea L. 0,056—0,068, im Mittel meistens 0,062 Millimeter.

Die Oberfläche des Exosporiums ist, wie bei Osmunda regalis L., bei allen drei anderen Arten mit kleinen, warzenförmigen Erhöhungen besetzt (Taf. XXIII, Fig. 27 und Taf. XXIII, Fig. 4, 5 = Todea barbara Moore; Taf. XXIII, Fig. 29 = Osmunda cinnamomea L.). Diese sind im Grundriss bald kreisrund, bald, auf derselben Spore, länglich, nierenförmig bis winkelig geknickt. Bei Osmunda cinnamomea L. sind sie im Allgemeinen nicht so ausgeprägt unregelmässig, als bei den anderen Arten; bei Todea barbara Moore stehen sie dichter, als dies bei der Todea superba Col. der Fall ist.

Auch bei unseren in Vergleich gezogenen Arten ist die Sonderung der farblosen Sporenmembran in Endo- und Exosporium, wie bei Osmunda regalis L., ohne Anwendung von Reagentien nicht gut erkennbar [1]). Dagegen tritt sie sehr deutlich hervor, wenn man verdünnte Schwefelsäure auf die Sporen einwirken lässt. Bei Todea barbara Moore speciell untersucht, platzen dieselben dann in der Regel nach einiger Zeit von selber, oder durch leichten Druck dazu veranlasst, in ihren Leisten auf und die farblose Innenhaut tritt blasig hervor (Taf. XXIII, Fig. 28, end., optischer Durchschnitt), während das Exosporium deutlich zwei Schichten zeigt: eine innere, sich tief bis hell braunroth färbende (Taf. XXIII, Fig. 28, exosp. i) und eine äussere, stärkere, oft wieder feine Schichtung zeigende, blass- bis dunkelgelbe (Taf. XXIII, Fig. 28, exosp. a). Letztere, die Warzen des Exosporiums tragend, löst sich dabei häufig von der ersteren los, da sie einer bedeutenderen Quellung unterliegt. In manchen Fällen färben sich auch die innersten Schichten dieser Aussenschale bräunlichroth.

In Schwefelsäure von etwas stärkerer Concentration quillt das Exospor sehr rasch um ein Bedeutendes auf. Es färbt sich dann

[1]) Kny, l. c. pag. 1.

blassgelb, die Leisten röthlichbraun und wird bald hell bis dunkel kirschbraun, die Innenschale etwas dunkler. Dann geht die Färbung in Hellviolett über und nach 18 –24 Stunden zeigt sich die Aussenschale des Exosporiums im reinen Violett, die Innenschale schmutzigbraun, daher die ganze Spore schwärzlichviolett. Ein ähnliches Verhalten ist auch bei Todea superba Col. und Osmunda cinnamomea L. wahrnehmbar.

Concentrirte Kalilauge färbt das Exosporium bei allen Arten schön goldgelb.

Die Anordnung des Inhaltes ist bei der Spore von Todea barbara durch die farblose Aussenhaut hindurch sehr gut erkennbar. Die Lage des Nucleus ist bald durch einen helleren Fleck angedeutet, bald ist derselbe, bei massigerem Chlorophyll, nicht sichtbar. Bei Osmunda cinnamomea L. dagegen sieht man den Zellkern sammt einem von ihm umschlossenen Kernkörperchen ganz ausgezeichnet scharf durchscheinen (Taf. XXIII, Fig. 29). Hier, wie bei Todea barbara Moore und Todea superba Col., ist er kugelig bis dick linsenförmig; sein Durchmesser beträgt bei Todea barbara Moore im Mittel etwa 0,013 Millimeter.

Das reichlich in der Spore vorhandene Chlorophyll ist bei der Todea barbara Moore meistens in Form wolkiger, oft sternartig ausstrahlender Massen um den Kern gelagert, seltener in Körnern von bis 0,005 Millimeter und wenig darüber Durchmesser zu finden. Bei Osmunda cinnamomea L. ist das Verhältniss ein ähnliches (Taf. XXIII, Fig. 29 zeigt uns die Spore mit körnigem Chlorophyll); dagegen besitzt Todea superba Col. in der Regel schon in der Spore körniges Chlorophyll, die einzelnen Körner kugelig bis eiförmig, von 0,004 bis 0,0054 Millim. Durchmesser.

Stärke ist nur sehr vereinzelt in einigen Chlorophyllkörnern vorhanden (Todea barbara Moore); dagegen finden sich die auch von Kny [1]) erwähnten fettartigen Tröpfchen neben dem Chlorophyll im Plasma der Spore ziemlich reichlich.

[1]) a. a. O. pag. 2.

II.

Die Entwickelung des Vorkeimes.

Die Keimung der Sporen wurde sogleich bei der Aussaat in der sorgfältigsten Weise überwacht. Ich nehme zu diesem Zwecke Glastöpfe, ganz nach Form der gewöhnlichen Blumentöpfe, als Substrat gute Haideerde. Die Sporen werden in der Weise gesammelt, dass man die ganzen Fiedern abschneidet, noch ehe die, übrigens völlig reifen, Sporangien sich geöffnet haben. Man kann dann leicht mittelst eines grossen Pinsels oder einer weichen Uhrmacherbürste die auf den Blättern liegenden fremden Sporen, die ja in unseren Farnhäusern bei dem meist dichten Stande der Töpfe und der leichten Verwehung der Sporen fast unvermeidlich sind, abkehren und so die zu gewinnenden Sporen vor Verunreinigung möglichst schützen. Die Blattstücke werden in gut schliessenden Kapseln von schwarzem Glanzpapier, die schwarze Seite inwendig, ein paar Tage aufbewahrt. Die aufspringenden Sporangien entleeren während dieser Zeit ihre Sporen und diese werden nun direkt durch Anklopfen an die Papierkapsel, ohne diese zu öffnen, nur durch einen mittelst Wegschneiden einer kurzen Ecke erhaltenen Schlitz, auf die Haideerde ausgestreut. Jeder Topf wird mit einer kleinen Glasglocke, deren Rand etwas in die Erde des Topfes eingebohrt wird, bedeckt, und mehrere Töpfe kommen dann, fest eingedrückt, auf eine Schale mit weissem Sand und werden wiederum durch Ueberdecken einer einzigen grossen, abermals in den Sand eingebohrten Glasglocke geschützt. Das Giessen der Töpfe geschieht durch Giessen des Sandes von aussen, ohne die Glocke zu öffnen. Ich habe auf diese Weise die ausgezeichnetsten Reinculturen im Farnhause selber erzielt, und ausserdem gefunden, dass es gut ist, wenn man ab und zu das Giessen der Aussaaten eine Zeit lang, die man nach eigenem Ermessen ausdehnen muss, einstellt und die Vorkeime sich mit dem stets unter den Glocken befindlichen Wasserdampfe begnügen lässt.

Die Keimung erfolgt, wie bei der Osmunda regalis L.[1]), so auch bei den übrigen Arten, sehr bald nach der Aussaat. Die ersten

[1]) Vgl. Kny, l. c. pag. 3.

Stadien derselben kann man bei Osmunda regalis L. nach 3—4, bei Osmunda cinnamomea L. nach 3—5, bei Todea barbara Moore nach 6—7 und bei Todea superba Col. ebenfalls nach 6—7 Tagen beobachten. Das Chlorophyll, wo es vorzugsweise in wolkigen Massen vorhanden ist, nimmt schon in den ersten Tagen, meistens noch vor dem Aufreissen des Exospors, deutlich Körnerform an.

Das erste Anzeichen der eigentlichen Keimung (wo keine besonderen Namen genannt sind, ist von jetzt ab stets Todea barbara Moore verstanden) ist das Platzen des Exosporiums in der Mitte seiner drei Leisten in Folge des Wachsthums des Endosporiums (Taf. XXIII, Fig. 4). Anfänglich treten die hierdurch gebildeten drei Lappen nur wenig auseinander (Taf. XXIII, Fig. 4, 5), später aber reisst, wenn nicht der Vorkeim bald ganz heraustritt, das Exospor weiter und unregelmässig ein (Taf. XXIII, Fig. 1, 3 = T. sup.).

Es tritt jetzt das Endospor als erste Zelle des Vorkeimes mit einer stumpfen, kegelförmigen Papille zwischen den drei Klappen der Aussenhaut hervor (Taf. XXIII, Fig. 4) und ein Theil des Protoplasmas und Chlorophylls, letzteres stets in Körnerform, tritt in dieselbe hinein. Bei Todea barbara Moore ist das Chlorophyll auch jetzt noch stets massig gelagert (Taf. XXIII, Fig. 4, a), dagegen nimmt bei Todea superba Col. (Taf. XXIII, Fig. 1—3), noch mehr aber bei Osmunda cinnamomea L. (Taf. XXIII, Fig. 30), das Plasma und mit ihm das körnige Chlorophyll, die Form von Strängen an, die meist vom centralen Zellkerne ausgehen, gerade so, wie es auch Kny von Osmunda regalis L. angiebt,[1]) die sich aber später meistens wieder verlieren und nur in den Zellen des Polsters und in solchen Vorkeimen, die, von anderen verdeckt, wenig Licht empfingen, jederzeit anzutreffen sind.

Die erste Theilung tritt bei allen Osmundaceen bereits dann ein, wenn der Vorkeim noch im Exospor eingeschlossen liegt: es entsteht etwas unterhalb der Papille eine zur bisher befolgten Wachsthumsrichtung senkrechte Wand, die dieselbe von der bedeutend grösseren Vorkeimzelle als erstes Wurzelhaar abschneidet. Letzteres enthält neben Plasma schon Chlorophyllkörner (Taf. XXIII, Fig. 4, a; Taf. XXIII, Fig, 30 = O. cinn.); seltener ist es,

[1]) a. a. O. pag. 8, tab. I, fig. 8.

wie Kny angiebt [1]), nur mit hyalinem Plasma angefüllt. Es wächst ohne weitere Theilungen als eine einfache, schlauchförmige, meist wellig hin und her gebogene Zelle, in der sehr oft die Chlorophyllkörner reihenweise liegen (Taf. XXIII, Fig. 3 = T. sup.; Taf. XXIV, Fig. 39 = O. cinn.), fort, manchmal zu beträchtlicher Länge.

Die nächste Wand tritt in der zunächst noch vorwiegend in der Richtung der Längsachse wachsenden Vorkeimzelle in den Hauptfällen parallel der zuerst gebildeten, das Wurzelhaar abschneidenden Wand auf (Taf. XXIII, Fig. 3 = T. sup.; Fig. 6 = T. barb.), zwei neue, gleich oder ungleich grosse Zellen erzeugend. Indessen zeigt sich bereits hier eine bei den Vorkeimen waltende Unregelmässigkeit dadurch, dass sehr häufig diese Wand eine stark geneigte Richtung annimmt (Taf. XXIII, Fig. 7, 8, 9). In anderen Fällen, wiewohl seltener, ist die erste Wand in der Mutterzelle des Vorkeimes sogar eine auf die Wurzelhaarwand senkrechte (Taf. XXIII, Fig. 13), wie ich denn überhaupt gerade in den ersten Theilungen bis oft zu einer beträchtlichen Anzahl von Zellen nicht die strenge Gesetzmässigkeit gefunden habe, wie sie nach Kny's Darstellung herrscht.

Auch eine zweite und dritte Theilung im erstgenannten Sinne tritt oft noch in der oberen oder unteren Vorkeimzelle auf (Taf. XXIV, Fig. 6. a), so dass der ganze Vorkeim aus drei oder vier senkrecht über einander liegenden Zellen und der Wurzelhaarzelle besteht.

Zu den bis jetzt als Hauptrichtungen genannten Theilungen kommen dann, sehr rasch auf einander folgend, solche senkrecht auf dieselben, wobei häufig zwar, aber nicht immer, die obere Zelle der unteren des zweizelligen Vorkeimes vorauseilt (Taf. XXIV, Fig. 40), oft dabei die Querwand aus ihrer ursprünglichen Lage bringend (Taf. XXIV, Fig. 15; Taf. XXIII, Fig. 31 = O. cinn.). Es entstehen so in der ursprünglichen Mutterzelle vier Zellen nach Lage von Kreisquadranten (Taf. XXIV, Fig. 61), die bei schiefer Richtung der ersten Wand auch eine eigenthümliche Lage zeigen (Taf. XXIV, Fig. 41). Nicht immer liegen indessen die zweiten Theilungsrichtungen in einer, sondern auch oft in zwei senkrecht aufeinander stehenden Ebenen, so dass der Vorkeim bei gewisser Lage die obere

[1]) a. a. O. pag. 4.

Zelle in zwei (Taf. XXIII, Fig. 14, a), um 90° gedreht, die untere Zelle in zwei Zellen (Taf. XXIII, Fig. 14, b) zerlegt zeigt.

Andere sehr häufig auftretende unregelmässige Theilungen sind leicht aus den übrigen Zeichnungen, wie Fig. 8, a, 33—35 etc., zu ersehen. Namentlich zeigen sich solche beim langsamen Drehen des Vorkeimes um seine Längsachse (Fig. 19, 20, 22).

Sehr oft ordnen sich ferner die Zellen des noch sehr jugendlichen Vorkeimes, wie dieses schon durch Theilungen wie die in Fig. 14 a und b dargestellte bedingt ist, nicht zur Zellfläche, sondern bereits zum Zellenkörper (Taf. XXIII, Fig. 20, 22), der oft gar nichts von dem später so ausgeprägt hervortretenden einschichtigen Rande des Vorkeimes erkennen lässt (Taf. XXIV, Fig. 36 = O. cinn.). Früher oder später tritt dies aber in der Mittellinie des flächenförmig entwickelten Vorkeimes immer ein. Parallel zur Ober- und Unterseite verlaufende Theilungswände machen das Gewebe in der Längsachse, von dem primären Wurzelende aus bis zum vorderen Theile allmählig mit dem Wachsthume des Vorkeimes fortschreitend, vielschichtig, in der Mitte die meisten Zellenlagen erzeugend, nach rechts und links aber oft ziemlich rasch abnehmend, so dass dies Gewebe den Vorkeim bis kurz vor die später sich bildende vordere Einbuchtung wie eine Mittelrippe durchzieht. Die Zellen dieses Polsters sind in der Regel stark in der Richtung der Längsachse gestreckt. Ihr Chlorophyll ist meistens perlschnurartig zu Strängen geordnet. In ihnen beobachtet man auch am leichtesten die Theilung der Chlorophyllkörner, von denen einzelne, wie auch Kny beobachtete [1]), häufig senkrecht oder etwas schräg zur Richtung der Körnerkette wachsen, sich dann parallel zur Richtung des ganzen Stranges abschnüren und so „die erste Anlage zu einer neuen Zweigreihe geben“ In den übrigen Zellen liegen die Chlorophyllkörner, meistens durch gegenseitigen Druck polygonal abgeplattet, dicht neben einander, die ganzen Wände bedeckend. An diesem Längspolster entspringen ferner auf der Unterseite die späteren Wurzelhaare, von der Form des primären Wurzelhaares, namentlich im hinteren Theile dicht neben einander, später derbwandig, gelblich bis dunkelbraun, vielfach unregelmässig aufgetrieben und verschlungen, oder mit Bodentheilchen oder unter einander zusammenhängend oder verwach-

[1]) a. a. O. pag. 9.

send. Endlich erzeugt diese Mittelrippe, wie wir später sehen werden, die Archegonien.

Kommen wir nun wieder auf unsere jugendlichen Vorkeime zurück, so gliedert sich, in vielen Fällen deutlich erkennbar, doch auch bei eben so vielen Vorkeimen in scharf ausgeprägter Weise fehlend, in einer oder auch zweien der vorderen Zellen durch eine vertikale, horizontale oder geneigte Scheidewand eine Scheitelzelle ab (Taf. XXIII, Fig. 23, s = T. sup.), in der die weiteren Theilungen nach der von Kny beobachteten Reihe erfolgen, so dass ich dessen Darstellung nichts zuzufügen habe.[1]) Aber auch bei den hier hinzugezogenen Arten ist in diesem Falle „die Verjüngung der Scheitelzelle durch schiefe, einander wechselweise aufgesetzte Scheidewände eine begrenzte." Manchmal ist zwar die Scheitelzelle noch an weiter herangewachsenen Vorkeimen zu sehen (Taf. XXIII, Fig. 24 und 26, s = T. sup.), ja sie erscheint vielleicht in einzelnen sehr seltenen Fällen, in denen der Vorkeim von Anfang an einen Zellkörper darstellte, wie bei den höheren Kryptogamen aus drei nach unten gerichteten Pyramidenflächen und gewölbter Aussenfläche zusammengesetzt (Taf. XXIV, Fig. 36, s = O. cinn.), aber „nachdem sich der Vorgang im jungen Vorkeim fünf bis sieben mal wiederholt hat, theilt sich die Scheitelzelle letzter Generation durch eine zu ihrer Längsachse senkrechte Scheidewand in eine Randzelle und eine Flächenzelle. Die Randzelle zerfällt darauf durch eine Längswand in zwei gleichwerthige Randzellen, welche von ihren Nachbarzellen zur Rechten und Linken in Nichts verschieden sind. Das weitere Längenwachsthum des Vorkeimes ist demjenigen der Laubachse von Pellia durchaus analog: es erfolgt durch mehrere in der Einbuchtung am Scheitel neben einander liegende gleichwerthige terminale Randzellen"[2]), (Taf. XXIII, Fig. 25 = T. sup.), da die Scheitelzelle selbst, in Folge der lebhafteren Theilungen rechts und links, allmählig in eine Einbuchtung zu liegen kommt, die später oft sehr tief wird, wobei die Lappen am vorderen Vorkeimende weit über einander weggreifen.

Nochmals sei indessen ausdrücklich bemerkt, dass das Vorkommen einer Scheitelzelle durchaus nicht gesetzmässig ist, sondern dass diesem eben so viele Fälle gegenüber stehen, in denen der

[1]) Kny, a. a. O. pag. 5.

[2]) Kny, a. a. O. pag. 6.

Vorkeim sein ganzes Wachsthum ohne das Auftreten einer solchen in irgend einem Entwickelungsstadium vollendet.

Bei sehr dichter Ansaat und daher engem Schluss der Vorkeime, wobei diese zum grössten Theile senkrecht stehen und erst später sich übereinander legen, indem ein Theil zu Grunde geht, sind dieselben in der Regel sehr in die Länge gestreckt (Taf. XXIII, Fig. 21), selbst noch, wenn sie bereits aus einer grossen Anzahl von Zellen bestehen. Häufig wird dann das vordere Ende oder ein Lappen aus einer ganzen Reihe cylindrischer Zellen gebildet (Taf. XXIV, Fig. 37, 38, = O. cinn.) und es kommt nicht selten vor, dass dann die Endzelle sich zu einem Antheridium entwickelt (Taf. XXIV, Fig. 38, a = O. cinn.). Bei lockerem Stande dagegen werden die Vorkeime meistens mehr oder weniger stark herzförmig am vorderen Ende verbreitert.

Charakteristisch ist dann ferner für die Osmundaceen-Vorkeime die von Kny ausführlich geschilderte Bildung von Adventivsprossen [1]), die ich hier übergehe, da ich der dort gegebenen Darstellung Nichts hinzuzufügen habe.

III.

Entwickelung der Antheridien.

Die Antheridien erscheinen bei den Osmundaceen oft schon an sehr jungen Vorkeimen; manchmal treten sie, wie bereits erwähnt wurde, an sehr langgestreckten als Endzelle auf (Taf. XXIV, Fig. 38, a = O. cinn.). Meistens jedoch entwickeln sie sich am Rande, oder auf der Unterseite des Vorkeimes, soweit derselbe aus einer Zellschichte besteht. Grosse, üppig entwickelte Vorkeime besitzen oft keine Antheridien, sondern nur Archegonien. In allen Fällen wölbt sich, wo ein Antheridium entsteht, eine Zelle halbkugelig über das Niveau der übrigen und theilt sich dann durch eine dem Rande oder der Fläche des Vorkeimes parallele oder auch etwas geneigte, manchmal nach unten gewölbte Wand in eine äussere Mutterzelle des Antheridiums (Taf. XXIV, Fig. 44, a) und eine innere Zelle (Taf. XXIV, Fig. 44, b). In ersterer Zelle treten dann rasch nach einander, einander

[1]) a. a. O. pag. 6, tab. II, fig. 3—8.

gegenüberliegend und unter ziemlich spitzen Winkeln schneidend, zwei geneigte, nicht immer gleich grosse, häufig etwas nach oben gewölbte Wände auf (Taf. XXIV, Fig. 43, b; Taf. XXIV, Fig. 45, a = O. regal.), die eine grosse obere und zwei kleine untere Zellen abschneiden. Selten bilden sich, wie auch Kny bereits bemerkt hat [1]), drei Wände, unter Winkeln von 120° divergirend.

Die grosse, obere Zelle des Antheridiums theilt sich dann durch eine nach unten stark concave Wand in eine Centralzelle und eine niedrige, kugelkappenförmige Deckelzelle (Taf. XXIV, Fig. 45, b = O. regal.). Letztere zerfällt ihrerseits wieder in meistens vier (Taf. XXIV, Fig. 45, b), seltener mehr Zellen, welche, anfänglich nahezu parallel über den Scheitel des Antheridiums weglaufend, später durch ungleichförmiges Flächenwachsthum wellig gebogen werden (Taf. XXIV, Fig. 47), oder sich gar spiralig winden.

Die Centralzelle zerfällt durch eine nicht gesetzmässig erfolgende Reihe von Theilungen in eine Anzahl von kleinen, plasmareichen Zellen, den Mutterzellen der Spermatozoiden (Taf. XXIV, Fig. 45, b = O. reg.), welche nach völliger Reife des Organes durch einen Riss im Scheitel desselben (seltener wird, wenn eine der Wandzellen sich noch nachträglich, wie dies oft geschieht — Taf. XXIV, Fig. 46 — durch eine oder zwei Wände getheilt hat, eine dieser kleineren Zellen ausgestossen) entleert werden. Sie liegen dann noch eine Zeit lang vor der Mündung des Antheridiums ruhig. Ihre sehr zarte Membran wird nach und nach stärker ausgedehnt und gallertartig gelockert; man sieht die Bewegung der Cilien des Spermatozoids häufig schon jetzt, bis mit einem Male die schon sehr undeutlich gewordene Membran der Mutterzelle zerreisst, in demselben Augenblicke ganz verschwindet und das Spermatozoid davoneilt. An den Bewegungen des letzteren habe ich nichts wesentlich von denjenigen anderer Farnspermatozoiden Abweichendes gesehen. Kleine Stärkekörnchen finden sich durchgängig in grösserer oder geringerer Anzahl, meistens zu einem Klumpen zusammengeballt, als Inhalt des hinteren blasenförmigen Theiles. (Taf. XXIV, Fig. 49 a—d.)

[1]) a. a. O. pag. 10.

IV.

Entwickelung der Archegonien.

Die Archegonien der Osmundaceen entstehen bedeutend später, als die Antheridien. Sie entwickeln sich nur auf der Unterseite des Vorkeimes und zwar in zwei unregelmässigen Längsstreifen an den beiden seitlichen Abdachungen der Mittelrippe, in der Hauptsache von der Basis nach vorne vorschreitend, doch auch zwischen bereits abgestorbenen sich, namentlich an sehr grossen Vorkeimen, stets neu erzeugend.

Jedes Archegonium entsteht aus einer oberflächlich gelegenen Zelle der Vorkeimmittelrippe, die sich zunächst durch eine der Fläche parallele Wand in zwei über einander liegende Zellen theilt, in eine innere, zum Theil zur Centralzelle des Archegoniums werdende Zelle, und eine äussere Halszelle. Letztere theilt sich darauf zunächst durch eine senkrecht auf die erste Wand gesetzte, mit der Richtung der Mittelrippe parallele, seltener von dieser Richtung abweichende Wand in zwei Zellen (Taf. XXIV, Fig. 55, arch.[1]) und jede derselben zerfällt abermals durch eine entgegengesetzt, also senkrecht zur Richtung der Mittelrippe verlaufende Wand in zwei Zellen, so dass nun die Halszelle in vier als Kreisquadranten gelagerte Zellen getheilt ist (Taf. XXIV, Fig. 50 a, arch.). Auf dem Querschnitt durch den Vorkeim ist natürlich nur eine dieser beiden letzten Wände sichtbar (Taf. XXIV, Fig. 50, b.). Selten theilt sich eine der vier Zellen noch einmal durch eine radiär oder unregelmässig gestellte Wand (Taf. XXIV, Fig. 55, arch.[2]; Fig. 55, b.), so dass statt der vier nun fünf Halszellen vorhanden sind und der spätere Archegoniumhals aus fünf Zellenreihen (Taf. XXIV, Fig. 56, 57) statt aus vieren besteht.

Während oder kurz nach der Theilung wölben sich die vier Halszellen gemeinsam zuerst schwach (Taf. XXIV, Fig. 50, b), dann stärker empor, und theilen sich, jede durch eine etwas nach innen und unten geneigte Querwand, in zwei über einander liegende Zelletagen (Taf. XXIV, Fig. 51), wobei die centrale Zelle gleichzeitig nach oben sich verlängert und schlauchartig zwischen die Halszellen schiebt, diese

von unten her auseinander drängend (Taf. XXIV, Fig. 51, 52; Taf. XXIV, Fig. 58 = O. regal.). In den vier, resp. fünf Halszellenreihen wiederholt sich der genannte Theilungsvorgang nun noch gewöhnlich siebenmal bis achtmal (Taf. XXIV, Fig. 58 = O. regal.), so dass jede Reihe aus bis neun übereinander liegenden Zellen besteht (Taf. XXIV, Fig. 59 = O regal.), alle vier Reihen auf dem Scheitel des Archegoniumhalses zusammenneigend.

Mit diesen Vorgängen gleichzeitig wächst das obere schlauchförmige Ende der centralen Zelle weiter bis an den Scheitel des Halses zwischen den Halszellenreihen empor und gliedert sich im unteren Theile des Halses durch eine meist nach unten gewölbte Querwand in zwei Zellen (Taf. XXIV, Fig. 52): eine untere, die eigentliche, später zu befruchtende Centralzelle (Taf. XXIV, Fig. 58, u) und eine cylindrische, nach unten etwas trichterförmig erweiterte Canalzelle (c). Indem sich in letzterer nochmals eine, im unteren Drittel entstehende, ebenfalls nach unten gewölbte Querwand bildet, zerfällt dieselbe in eine obere, längere Halscanalzelle und eine untere, kleinere Bauchcanalzelle. (Taf. XXIV, Fig. 58.) Nach Kny's Beobachtungen [1]) wird manchmal noch eine dritte Canalzelle gebildet. Ich sah eine solche bis jetzt nicht, doch ist das Auftreten derselben immerhin möglich.

Centralzelle, wie die beiden Canalzellen, zeichnen sich durch dichten, trüben Plasmainhalt mit vieler Stärke aus. In allen drei Zellen, am besten in der Centralzelle, ist der Nucleus meist deutlich sichtbar (Taf. XXIV, Fig. 58 = O. regal.). Eine Reihe von Zellkernen, wie sie Strasburger angiebt und zeichnet [2]), sah ich in der Halscanalzelle niemals, sondern stets nur einen einzigen (Taf. XXIV, Fig. 58).

Die untersten Halszellen theilen sich sehr oft noch, namentlich wenn auch die Zellen des Vorkeimes sich um den unteren Halstheil herum noch weiter theilen und schwach emporwölben (Taf. XXIV, Fig. 60 = O. regal.), durch tangentiale Wände, so dass hier der Hals aus zwei ringförmig um einander liegenden Zellschichten besteht (Taf. XXIV, Fig. 53). Durch nachträgliche radiale Theilungen

[1]) l. c. pag. 11.

[2]) Strasburger: Die Befruchtung bei den Farnkräutern. Mém. d. l'acad. imp. d. sc. d. St. Pétersbourg, Sér. VII, vol. XII, no. 3, pag. 7, tab. 1, fig. 16, 17, und Pringsh. Jahrb. f. wissensch. Bot. VII. 398, tab. XXV, fig. 16 u. 17.

vermehren sich in der Regel dann auch die um die Centralzelle im Innern des Vorkeimes gelegenen Zellen, dieselbe mit einem häufig sehr regelmässigen Gewebe umgebend (Taf. XXIV, Fig. 54).

Bei der Reife des Archegoniums wird der Inhalt der beiden Canalzellen verflüssigt und die Membranen derselben werden gallertartig gelöst. Durch den, von diesen quellenden, Wasser aufnehmenden Massen ausgeübten Druck wird dann auch der Archegoniumhals an seinem Scheitel gewaltsam geöffnet, indem die Halszellenreihen auseinander weichen und nach aussen sich radial zurückbiegen, wobei häufig die obersten Zellen abgestossen werden (Taf. XXIV, Fig. 60). Der in dem Halscanal sich findende Schleim ergiesst sich zum Theil nach aussen, während die Eizelle sich nach oben abrundet.

Die weiteren Vorgänge während und nach der Befruchtung hoffe ich in einer späteren Arbeit vollständig niederlegen zu können.

Was aber die Resultate der Untersuchungen am Vorkeime der Osmundaceen anbelangt, so sind diese von Kny bereits so bündig zusammengefasst, dass ich auf eine Wiederholung an dieser Stelle verzichte.

Leipzig, im Frühjahr 1871.

Erläuterung der Abbildungen auf Taf. XXIII und XXIV.

Sämmtliche Figuren wurden mit Hülfe des Zeichenprismas genau nach der Natur entworfen und manche erst später reducirt. Die Vergrösserungen sind auf den Tafeln angegeben.

Tafel XXIII.

Fig. 1—3. Todea superba Col.

Fig. 1. Keimende Spore; das Exosporium aufgerissen, der Vorkeim die Papille des primären Wurzelhaares zeigend, aber noch ohne Theilungen.

Fig. 2. Vorkeim nach der Abgliederung des primären Wurzelhaares durch eine Zellwand. Exosporium abgestreift.

Fig. 3. Ein noch weiter vorgeschrittener Vorkeim; das Wurzelhaar bereits stark verlängert und die reihenweise Anordnung seiner Chlorophyllkörner zeigend; der eigentliche Vorkeim schon zweizellig.

Fig. 4—22. Todea barbara Moore.

Fig. 4. Keimende Spore; das Exosporium ist so eben geplatzt, die Wurzelhaar-Papille tritt hervor.

Fig. 4, a. Eine solche Spore nach Abgliederung des Wurzelhaares. Der Chlorophyllinhalt liegt hier, wie bei der Figur 40 auf Tafel XXIV, in dichten Massen beisammen, nicht strangartig vertheilt, wie bei Todea superba. Das dreistrahlig aufgerissene Exosporium wurde nur im Umriss gezeichnet.

Fig. 5. Abgestreiftes Exospor, die Art des Aufreissens zeigend.

Fig. 6. Zweizelliger Vorkeim mit Wurzelhaar.

Fig. 7. Ein solcher mit schief gestellter erster Wand, das Exospor noch auf seinem Scheitel tragend.

Fig. 8. Abnorme Theilung der unteren Zelle eines Vorkeimes wie Fig. 7.

Fig. 8, a. Vorkeim, in dem von der unteren Zelle ein uhrglasartiges Segment abgeschnitten wird.

Fig. 9. Vorkeim wie 8, aber mit entsprechender Theilung in der oberen Zelle. Die durch die zweite Wand abgeschnittene Zelle kann zu einer zweischneidigen Scheitelzelle werden, so dass die weiteren Theilungen bis zu einem gewissen Zeitpunkte mit grosser Regelmässigkeit erfolgen und ein Vorkeim entsteht, dessen vorderer Theil etwa das Aussehen von Figur 26 zeigt.

Fig. 10. Dreizelliger und

Fig. 11. Vierzelliger sogenannter unregelmässiger Vorkeim.

Fig. 12. Vierzelliger Vorkeim, bei dem nur die eine Wand in der oberen Mutterzelle durch schiefe Lage von dem sonst als Regel dargestellten Theilungsplane, etwa der Figur 61 auf Tafel XXIV, abweicht.

Fig. 13. Zweizelliger Vorkeim mit zuerst erfolgter senkrechter, statt horizontaler Theilung.

Fig. 14, a und b. Vierzelliger Vorkeim mit übers Kreuz erfolgter zweiter Theilung, da 14 b gleich 14 a um 90^0 gedreht ist. Hierdurch die Anlage zum Zellenkörper gegeben.

Fig. 15. Dreizelliger,

Fig. 16. Fünfzelliger,

Fig. 17. Sechszelliger und

Fig. 18. Achtzelliger Vorkeim, durch Alkohol entfärbt, um die Stellung der Wände genau verfolgen zu können.

Fig. 19, a—i. Ein bereits mehrzelliger und durch die entsprechenden Theilungen zum Zellenkörper gewordener Vorkeim, in der Reihenfolge der Buchstaben nach links allmählig um seine Achse gedreht.

Fig. 20, a—e. Wie Fig. 19, aber der Vorkeim etwas älter.

Fig. 21. Fünfzelliger, unregelmässig geformter Vorkeim.

Fig. 22. Aehnlicher Vorkeim, wie der in Figur 20 dargestellte.

Fig. 23—26. Todea superba Col.

Fig. 23 a. Weiter entwickelter, aber noch ziemlich junger Vorkeim mit den Scheitelzellen s, s auf jeder Seite des Vorderrandes. Fig. 23 b = 23 a

nm 90° gedreht; Fig. 23 c = 23 a nm 180° gedreht. Die Theilungen haben also bereits einen Zellenkörper geliefert.

Fig. 24. Vorderer Theil eines noch älteren Vorkeimes mit den Scheitelzellen s, s, wie in vorhergehender Figur.

Fig. 25. Vorderer Theil eines älteren Vorkeimes, an dem bereits die herzförmige Einbuchtung und statt einer Scheitelzelle gleichwerthige Randzellen vorhanden sind.

Fig. 26. Vordere Parthie eines Vorkeimes wie Fig. 24, aber mit nnr einer, in sehr regelmässiger Theilnng begriffenen, zweischneidigen Scheitelzelle s.

Fig. 27 und 28. Todea barbara Moore.

Fig. 27. Reife Spore, das Chlorophyll wolkig um den centralen Zellkern, der durch die Sporenmembran nicht sichtbar ist, gelagert.

Fig. 28. Reife Spore unter der Einwirkung verdünnter Schwefelsäure; optischer Durchschnitt. end. Innenschale (Endosporium) der Sporenmembran; — exosp. i innere Schicht und exosp. a äussere, warzentragende Schicht der Anssenschale (Exosporium) der Sporenmembran. (Weiteres siehe im Texte pag. 462)

Fig. 29—31. Osmunda cinnamomea L.

Fig. 29. Spore, das körnige Chlorophyll nnd den Zellenkern dentlich durch die Membran erkennen lassend.

Fig. 30. Junger, einzelliger Vorkeim mit primärem Wurzelhaar, die strahlige Anordnung des Chlorophylls von einer centralen, den Kern nmhüllenden Masse ans zeigend.

Fig. 31. Dreizelliger Vorkeim, der Fignr 15 von Todea barbara entsprechend.

Tafel XXIV.

Fig. 32—39. Osmunda cinnamomea L.

Fig. 32—35. Verschiedene vier- bis sechszellige Vorkeime.

Fig. 36. Vielzelliger, aber noch junger Vorkeim, dessen fast kugeliger Zellenkörper, halb vom Scheitel gesehen, bei s eine dreischneidige Scheitelzelle? erkennen lässt.

Fig. 37. Junger Vorkeim mit fadenförmig verlängertem Vordertheile.

Fig. 38. Ein ähnlicher, im hinteren Theile aus zwei Zellenschichten bestehender Vorkeim, welcher ein terminales Antheridinm (a) trägt.

Fig. 39. Junger, sechszelliger Vorkeim mit Inhalt.

Fig. 40—44. Todea barbara Moore.

Fig. 40. Dreizelliger Vorkeim mit Inhalt.

Fig. 41. Vierzelliger und

Fig. 42. Zweizelliger Vorkeim.

Fig. 43. Randparthie eines älteren Vorkeimes mit zwei Antheridien: a, von der Fläche gesehen, bereits mit getheilter Deckelzelle; b, im optischen

Längsschnitt mit den zwei basalen Wandzellen, aber die obere Zelle noch nicht in Central- und Deckelzelle geschieden.

Fig. 44. Junges Antheridium (a), welches eben durch eine Wand von dem unteren Theile seiner Mutterzelle (h) abgeschnitten wurde; optischer Längsschnitt.

Fig. 45. Osmunda regalis L.

Reifes Antheridium: a, von der Fläche gesehen; b im optischen Längsschnitt, die Mutterzellen der Spermatozoiden und die Theilung der Deckelzelle in vier Zellen zeigend.

Fig. 46—57. Todea barbara Moore.

Fig. 46. Antheridium auf der Vorkeim-Unterseite; Scheitelansicht. Von der einen der vier Deckelzellen sind nochmals durch zwei unter einander parallele Wände zwei kleinere Zellen abgeschnitten worden.

Fig. 47, a und b. Zwei entleerte Antheridien.

Fig. 48. Antheridium in der Seitenansicht b = a um 180° gedreht.

Fig. 49, a—d. Aus dem Antheridium entleerte, durch Jod getödtete Spermatozoiden in verschiedenen Lagen.

Fig. 50, a. Junges Archegonium von der Fläche gesehen (arch.), die vier primären Halszellen zeigend.

Fig. 50, b. Ebensolches Archegonium im Längsschnitt: c Centralzelle, h zwei der vier Halszellen.

Fig. 51. Ein solches Archegonium etwas weiter entwickelt; Längsschnitt. Die Centralzelle c schiebt die Halszellen h nach oben.

Fig. 52. Junges Archegonium, in dem bereits die Halscanalzelle (c) von der Centralzelle (u) durch eine nach unten gewölbte Wand abgeschnitten wurde. Längsschnitt.

Fig. 53. Altes, bereits geöffnetes, aber nicht befruchtetes Archegonium, dessen untere Halszellen durch tangentiale Wände in zwei getheilt sind, so dass dieser Theil des Halses aus zwei Zellenringen besteht. Längsschnitt.

Fig. 54. Vorkeimgewebe um die Centralzelle des Archegoniums herum. Querschnitt parallel zur Vorkeimfläche, die einfachen Linien eine tiefer, die doppelten eine höher liegende Zellschicht gebend.

Fig. 55. Stück einer Vorkeimfläche mit zwei jungen Archegonien. arch.[1] das jüngere, in dem die erste Wand, welche die Bildung der Halszellen einleitet, senkrecht zur Längsachse des Vorkeimes steht. arch.[2] wenig älteres Archegonium mit unregelmässigem, fünfzelligen Halse.

Fig. 55, b. Junges Archegonium (arch.) in der Scheitelansicht. Die ersten Theilungen zu den Halszellen schneiden die Längsachse des Vorkeims unter schiefen Winkeln, während die eine Wand parallel, die andere rechtwinkelig darauf angelegt werden sollte. Dazu ist von der einen Zelle eine fünfte Halszelle abgeschnitten worden.

Fig 56. Ein anderes junges Archegonium mit fünfzelligem Halse. Flächenansicht.

Fig. 57. Ein ähnliches, altes Archegonium: Querschnitt des Halses.

Fig. 58—60. Osmunda regalis L.

Fig. 58. Archegonium, das bei der Präparation eines Vorkeimlängsschnittes von dem übrigen Gewebe abgerissen wurde. Der Hals ist noch geschlossen; Central-, Bauchcanal- und Halscanalzelle sind deutlich sichtbar, jede dichtes, körniges Plasma mit Zellkern enthaltend.

Fig. 59. Geschlossener Hals eines reifen Archegoniums von der Fläche gesehen.

Fig 60. Geöffnetes Archegonium

Todea barbara Moore.

Fig. 6, a. Dreizelliger und

Fig. 61. Vierzelliger Vorkeim.

VII.

Zur Kenntniss der Gattung Gloeocystis.

Von

Georg Lohde.

Hierzu Tafel XXV.

In der botanischen Zeitung vom Jahre 1865, pag. 21, beschreibt Cienkowski [1]) die Schwärmsporenbildung von Pleurococcus superbus (Gloeocystis ampla (Kütz.) Rabenh.) und von Gloeocystis vesiculosa Naeg., indem er zugleich nachweist, wie die Gattungen Palmella, Pleurococcus und Gloeocystis kaum scharf von einander getrennt werden könnten; eine Ansicht, welche schon vor ihm Naegeli [2]) für die parallelen phycochromhaltigen Gattungen aufgestellt hatte. Die von ihm an Gloeocystis zuerst beobachtete Schwärmsporenbildung vollzieht sich dadurch, dass „die ganze Mutterzelle in den Schwärmer umgewandelt wird". Im botanischen Laboratorium zu Strassburg beobachtete ich im vergangenen Sommer auch bei der Gattung Gloeocystis jene Schwärmsporenbildung, welche die gewöhnlichere ist und die Vermehrung der Art zum Zweck hat. In einer Aussaat von Coleochaete-Sporen, welche Prof. de Bary aus Halle mitgebracht hatte, hatte sich eine Gloeocystis angefunden, die in gelblich grünen Flocken den Boden des Glasgefässes bedeckte und auch bald eine Schicht an seinen Wandungen bildete, welche, da

[1]) Ueber einige chlorophyllhaltige Gloeocapsen.

[2]) Einzellige Algen p. 65.

sie keine anderen Algen enthielt, eine Reincultur gestattete. Da ich mir nicht getraue, mit Sicherheit jene Gloeocystis nach den in der Flora Europaea algarum von Rabenhorst gegebenen Diagnosen zu bestimmen, so will ich hier in aller Kürze eine Beschreibung derselben geben. Anstatt der contractilen Vacuolen, welche für Gloeocystis ampla und Gl. vesiculosa charakteristisch sind, besitzt unsere Gloeocystis ein ziemlich grosses Chlorophyllbläschen, welches an der Peripherie der Zelle gelegen ist (Fig. 2). Dasselbe sticht durch seine hellere Färbung sehr von dem übrigen Inhalte der Zelle ab. Letzterer ist homogenes, grüngefärbtes Plasma (flüssiges Chlorophyll nach Cienkowsky), in dem dunklere Partikelchen vertheilt sind. Die Grösse der ausgewachsenen Zelle beträgt durchschnittlich 0,011 mm. Ausserdem unterscheidet sich unser Gloeocystis von den oben genannten dadurch, dass ihre Zellenfamilien in völlig structurloser Gallerte eingebettet liegen (Fig. 1). Selbst da, wo eine Zelle sich allein für sich entwickelt, verschwinden die feinen Lamellen der sich zu Gallerte verflüssigenden Membran sehr bald. Die Zahl der Zellen, welche eine Familie bilden, ist sehr verschieden. Es hängt dies, wie wir später sehen werden, ganz von der Theilung der einzelnen Zellen ab. — Dass die eben beschriebene Gloeocystis keine Seltenheit ist, bewies mir der Umstand, dass ich sie auch in dem Teiche des hiesigen botanischen Gartens vorfand. So war es mir möglich, die der Hauptsache nach schon in Strassburg zum Abschluss gebrachte Untersuchung hier weiter fortzuführen Die Resultate derselben sind folgende.

Die ersten Anfänge zur Schwärmsporenbildung machen sich dadurch bemerklich, dass die betreffende Zelle, indem sie an Umfang zunimmt, einen tiefer gefärbten Inhalt erhält. Die feinen, dunklen Partikelchen mehren sich nämlich, während das Chlorophyll selbst sich intensiver grün färbt. Das Chlorophyllbläschen löst sich darauf langsam auf und zwar, wie ich oft beobachtete, von der Peripherie aus[1]) (Fig. 3). Ist es völlig verschwunden, so erscheint das Centrum und die Peripherie des Zellinhalts heller gefärbt als die mittlere Zone, welche bei Weitem mehr von jenen dunklen Partikelchen enthält, welche ich eben erwähnte (Fig. 4). Darauf theilt sich der Zellinhalt durch wiederholte Zweitheilung succedan in 8 oder 16 oder 32 Portionen.

[1]) Dasselbe beobachtete auch A. Braun an Hydrodictyon. S. „Verjüngung" p. 213.

Die Theilung in 8 Portionen ist weniger häufig als die in 16 oder 32. In der Fig. 5 der Tafel sehn wir von einer Zelle, welche später 16 Schwärmsporen entliess, die eine Halbkugel, welche in 4 Portionen zerfallen ist. Jüngere Zustände habe ich nie auffinden können, was wahrscheinlich darin seinen Grund hat, dass die ersten Theilungen sehr rasch hintereinander und in der Nacht erfolgen. — Von den acht Portionen theilt sich darauf eine jede in zwei (Fig. 6), diese Zweitheilung kann sich an den einzelnen Portionen wiederholen, so dass wir schliesslich eine Zelle mit 16 resp. 32 Inhaltsportionen erhalten. Bevor sich eine jede derselben zu einer Schwärmspore umwandelt, zieht sich der getheilte Inhalt der Mutterzelle unter Ausstossung von Wasser etwas von der Membran derselben zurück, (Fig. 7). Das Freiwerden der Schwärmer habe ich nur in den Morgenstunden von 7—9 Uhr beobachtet. Der erste Anfang dazu macht sich durch ein fast unbemerkbares Drehen, das wenige Male ruckweise erfolgt, an dem kugligen, getheilten Zellinhalt bemerkbar; fast in demselben Augenblicke sieht man aber schon ein lebhaftes Gewirr von Schwärmsporen, welche sich in der Zelle über und unter einander fortdrängen. Bis zu diesem Stadium bleiben sich alle Zellen gleich, nur nicht in den späteren. Während nämlich die einen ihre Schwärmsporen entlassen, ordnen sich in den andern die Schwärmer zu Kugeln an. Beide Fälle habe ich gleich häufig beobachtet. Im ersteren Falle baucht sich allmählig die sich an dieser Stelle verdünnende Membran der Mutterzelle aus, die Schwärmer treten einzeln in die Ausbauchung hinein, diese verflüssigt sich schon nach wenigen Minuten an ihrer Spitze und entlässt die Schwärmsporen, welche rasch davoneilen. Die Gestalt der Schwärmer ist länglich oval; ihre Grösse hängt natürlich von der Anzahl der Theilungen ab, die im Inhalte der Mutterzelle sich vollzogen hatten. Die Grösse einer Schwärmspore, welche mit 15 anderen in einer Zelle entstanden war, betrug 0,005 mm. Das etwas dickere Ende der Schwärmer ist zart grün gefärbt, während das vordere, dünnere völlig farblos ist. Letzteres besitzt 2 Cilien, welche etwa zweimal so lang sind als die Schwärmspore selbst (Fig. 14). Da man das vordere hyaline Ende erst gewahr wird, nachdem die Plasmaportion, welche später die Schwärmsporn bildet, Bewegung erhalten hat, so muss man annehmen, dass das hyaline Ende sich im Innern der Kugel bildete. — Die Schwärmspore bewegt sich einige

Zeit lang im Wasser und kommt dann zur Ruhe. Sie rundet sich ab (Fig. 15) und umgiebt sich mit einer zarten Membran, die allmählig sich verdickt und ihre äusseren Schichten zu Gallerte aufquellen lässt, welche bald so in einander überfliessen, dass die Gallerte structurlos erscheint. — Da die Schwärmer sich dem Lichte zuwandten, so bildete sich an der Wandung des Glasgefässes, welche dem Fenster zugekehrt war, jene Schicht, von der oben gesprochen wurde.

Durch Theilung, wie wir sie unten näher beschreiben werden, wird die zur Ruhe gekommene Schwärmspore die Mutterzelle einer neuen Kolonie.

Die Schwärmsporen, welche nicht entlassen werden, sondern sich in den Mutterzellen zu einer Kugel anordnen, unterscheiden sich in Gestalt und Grösse in keiner Weise von den oben beschriebenen. Auch in der Färbung stimmen sie mit den in's Freie gelangenden überein; nur bemerkte ich zuweilen stark lichtbrechende Körperchen in dem grüngefärbten hinteren Ende, welche den ausschwärmenden Zoosporen zu fehlen schienen (Fig. 8). Ich glaube dieselben für Stärkekörnchen ansprechen zu dürfen, da sie nach Behandlung mit Jod eine tief dunkle Farbe annahmen. Cilien konnte ich an diesen Swärmern nicht constatiren, so wahrscheinlich ihr Vorhandensein auch ist.

Das gegenseitige Stossen und Drängen der Schwärmsporen, das über und unter einander Wegschlüpfen derselben dauert etwa 10 Minuten; dann sieht man plötzlich Ordnung in das Gewirr kommen. Die Schwärmsporen stellen sich zu einer Kugel zusammen, indem sie ihre hyalinen Enden auf einen Punkt zusammenstecken. Darauf runden sie sich ab und erhalten eine zunächst zarte Membran (Fig. 9). Häufig schon im Laufe desselben Tages verflüssigt sich die Membran der Mutterzelle an einer Stelle, und die Zellenkugel wird frei. Durch Ausscheiden von Gallerte rücken darauf dieselben, indem sie zugleich an Umfang zunehmen, allmählig mehr und mehr auseinander. Ihr Inhalt ist noch das homogene lichtgrüne Chlorophyll der Schwärmsporen, aus denen sie entstanden sind. Von den feinen, dunkelen Partikelchen, welche die ausgewachsene Gloeocystiszelle in ihrem Plasma besitzt, ist noch nichts zu sehen, eben so wenig etwas von einem Chlorophyllbläschen. Letzteres tritt erst nach einigen Tagen auf (Fig. 11). Doch bald verschwindet es wieder: Die Zelle beginnt

in der bekannten Weise sich zu theilen, und zwar erfolgt die Theilung gewöhnlich zunächst erst in zwei Zellen (Fig. 12). Kurz nach dieser ersten Theilung, noch bevor sie sich abgerundet haben, halbiren sich die beiden Zellen oft noch einmal durch eine Ebene, welche senkrecht zur ersten Theilungsebene steht. An Stelle dieser doppelten Theilung kann auch jene Zelltheilung treten, bei der die Tochterzellen tetraedrisch angeordnet liegen (Fig. 13). Da die Zellen sich schon zu einer Zeit zu theilen beginnen, wo sie bei Weitem noch nicht die Grösse einer ausgewachsenen Gloeocystiszelle erreicht haben, so sinkt die Grösse der Zellen oft auf 0,004 mm. herab. — Dass die so aus Schwärmsporen und Theilung entstandenen Familien in der Gallertmasse der Colonie, zu der sie gehörten, neue Gallertmassen ausschieden, liess sich durch Drücken und Schieben mit dem Deckgläschen leicht nachweisen. Ich konnte auf diese Weise neugebildete Familien isoliren. Dieselben zeigten stets eine besondere Gallerthülle von meistens ovalem Umriss. —

In manchen ausgewachsenen Gloeocystiszellen bemerkte ich im letzten Sommer nicht die Bildung von Schwärmsporen. Es traten dagegen in ihnen, nachdem das Chlorophyllbläschen verschwunden war und das Chlorophyll eine dunklere Färbung angenommen hatte, orangefarbene Oeltröpfchen auf, welche allmählig die ganze Zelle erfüllten (Fig. 16). Es ist dies der Ruhezustand unserer Gloeocystis, der ganz dem gleicht, welchen Cienkowsky bei Chlamydomonas pulvisculus Ehr. beobachtete und abbildete.[1]) Denselben Zustand bespricht A. Braun in seiner „Verjüngung" bei Chlamydomonas obtusa.[2]) Jedoch nur dem äusseren Ansehn nach können diese Ruhezustände unserer Gloeocystis mit denen von Clamydomonas verglichen werden. Was die Entwickelungsgeschichte beider anlangt, so sind sie nicht unbedeutend von einander verschieden. Während bei Chlamydomonas Schwärmer direct in dieses Stadium übergehen, sind es bei unserer Gloeocystis Zellen, welche nach längerer Vegetation, nach Aufspeicherung eines Vorraths von Bildungsmaterial sich zur Ueberwinterung anschicken.

Jene Schwärmsporenbildung, wie sie Cienkowsky an Gloeocystis ampla und Gl. vesiculosa beschreibt, habe ich bis jetzt noch nicht an der unsrigen auffinden können, trotzdem dass ich sie einige Zeit

[1]) l. c. pag. 26.

[2]) pag. 231.

in feuchter Luft vegetiren liess und dann in frisches Wasser brachte. Nach Cienkowsky [1]) soll dieser Handgriff die Zellen zum Verlassen ihrer Hüllen bewegen. Doch glaube ich, ist dieser Umstand nur ein Beleg für die Richtigkeit eines Ausspruches Cienkowsky's, den er an dem angeführten Orte Seite 26 thut. Nachdem er die Thatsache hervorgehoben, dass die drei von ihm besprochenen Chlamydomonas-Species die Eigenschaft besässen, Gloeocystiszustände zu bilden, während Gloeocystis-Arten Schwärmer bildeten, welche von denen der Chlamydomonas durch nichts Wesentliches sich unterscheiden, sagt er an dieser Stelle: „Ich beeile mich, hinzuzufügen, dass nicht alle Gloeocystis- und Pleurococcus-Arten unter diesen Typus sich einreihen lassen. Ich nehme nur aus den künstlichen, aus sehr heterogenen Theilen zusammengeworfenen Gattungen: Gloeocystis Naeg., Pleurococcus Meneg., solche Formen heraus, deren Zellen contractile Räume, deren Schwärmer die Structur der Chlamydomonaden besitzen". Ferner sagt er auf derselben Seite weiter unten, nachdem er die Erwartung ausgesprochen, dass auch die von A. Braun bei Chlamydomonas pulvisculus und Ch. obtusa gefundenen Microgonidien sich ebenso in langsam vegetirende, einzellige Gebilde verwandeln, wie er dies bei der naheverwandten Chlamydococcus pluvialis beobachtet habe: „Diese Vermuthung bezieht sich nur auf solche Gloeocystisbildungen deren Zellen contractile Vacuolen besitzen; die übrigen grünen Gloeocapsen scheinen einer ganz andern Entwicklungsreihe anzugehören". Die Vorgänge, welche wir bei unserer Gloeocystis beobachteten, bestätigen die Vermuthung Cienkowsky's Wir können nämlich demnach jetzt 2 Typen unter den einzelligen Algen, die man unter den Namen Gloeocystis zusammengestellt hat, unterscheiden. Der erste umfasst diejenigen, welche contractile Vacuolen besitzen und sich nach den Untersuchungen Cienkowsky's den Volvocineen anreihen; der zweite wird bis jetzt erst von der unsrigen repräsentirt: ihr fehlen die contractilen Räume, sie ist nicht im Stande Schwärmer, wie die der Chlamydomonaden, zu bilden, sie besitzt dagegen ein sehr ausgezeichnetes Chlorophyllbläschen und zeigt eine Entwicklungsgeschichte, welche auffallend an die der Hydrodictyeen (namentlich an die von Pediastrum) erinnert. Unsere Gloeocystis bildet gewissermassen

[1]) l. c. pag. 23.

den Uebergang von den Palmellaceen zu dieser Familie. Mit den ersteren hat sie die Theilung der Zelle gemein, mit den letzteren die Bildung von Schwärmsporen und das Anordnen derselben zu einem Zellencomplexe. Wenn wir auch der Form und Grösse nach die Schwärmsporen nicht in Micro- und Macrogonidien unterscheiden können, so doch ihren Functionen nach. — Man könnte nun vielleicht nach dem Zweck fragen, den die Anordnung der Schwärmer zu einem Zellencomplexe bei einer Alge hat, bei der die einfache Theilung der Zelle so gewöhnlich ist, bei der ein Zusammenleben in Familien in dem Sinne, wie es bei den Hydrodictyeen bekannt ist, nicht stattfindet; bei ihr sollte man annehmen, würde die blose Theilung der Zelle allein schon genügen, da ja die Zellenkugeln, welche von diesen Schwärmern gebildet werden, sich doch wieder in Folge des Ausscheidens von Gallerte auflösen. Sollte vielleicht eine Umlagerung des Bildungsmaterials von Zeit zu Zeit für die Weiterentwicklung unserer Alge nothwendig werden?

Ob und inwiefern die Weiterentwicklung der Ruhezustände unserer Gloeocystis die Verwandtschaft derselben mit den Hydrodictyeen noch wahrscheinlicher machen wird, müssen fernere Beobachtungen lehren. Ich wurde leider durch das Zugrundegehen der Ruhezustände, welche ich aus Strassburg hierher mitgebracht hatte, und durch den Umstand, dass ich neue hier nicht auffinden konnte, daran gehindert, diese Frage zu lösen. —

Leipzig, im Februar 1873.

Erklärung der Abbildungen auf Tafel XXV.

Fig. 1. Eine Colonie von Gloeocystiszellen in structurloser Gallerte eingelagert. Neben ausgewachsenen Zellen liegen die aus Schwärmsporen entstandenen Zellenkugeln. In zwei der letzteren haben sich die einzelnen Zellen schon von einander entfernt; in der einen theilen sie sich bereits. 275 mal vergrössert.

Fig. 2. Einzelne Gloeocystiszelle c. Chlorophyllbläschen.

Fig. 3. Eine Gloeocystiszelle, welche sich zur Schwärmsporenbildung anschickt. Das Chlorophyllbläschen löst sich auf.

Fig. 4. Dieselbe Zelle nach Auflösung des Chlorophyllbläschens.

Fig. 5. Theilung des Zellinhalts in 8 Portionen.

Fig. 6. Jede der 8 Portionen hat sich nochmals getheilt.

Fig. 7. Die Plasmaportionen haben sich von der Zellwand nach Ausstossen von Wasser zurückgezogen.

Fig. 8. Schwärmsporen, welche in der Mutterzelle sich herumstossen.

Fig. 9. Die Schwärmsporen haben sich zu einer Kugel angeordnet.

Fig. 10. Austreten einer aus Schwärmsporen entstandenen Kugel von 32 Zellen aus der Mutterzellmembran.

Fig. 11. Die einzelnen Zellen einer aus 16 Zellen zusammengesetzten Kugel weichen unter Gallertausscheidung auseinander und haben Chlorophyllbläschen erhalten.

Fig. 12 und 13. Theilung der isolirten Zellen einer Kugel.

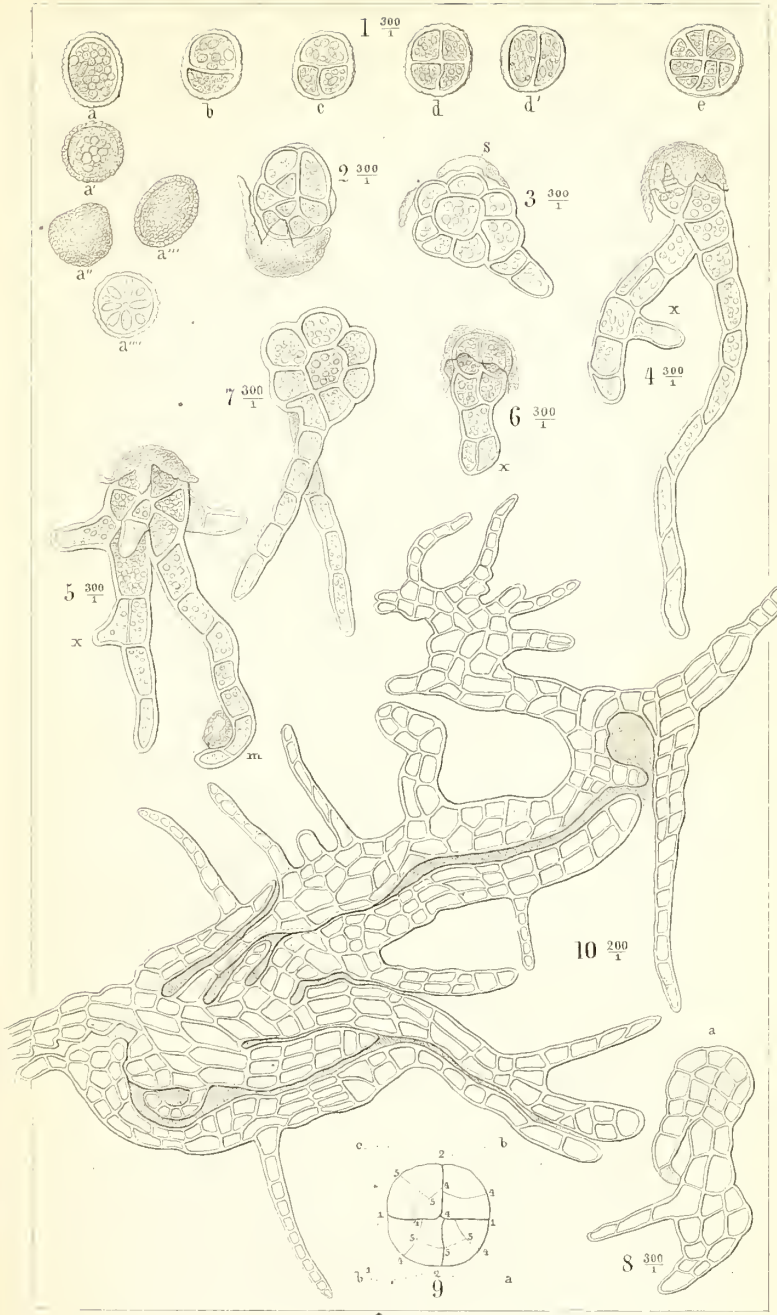
Fig. 14. Ausschwärmende Zoospore.

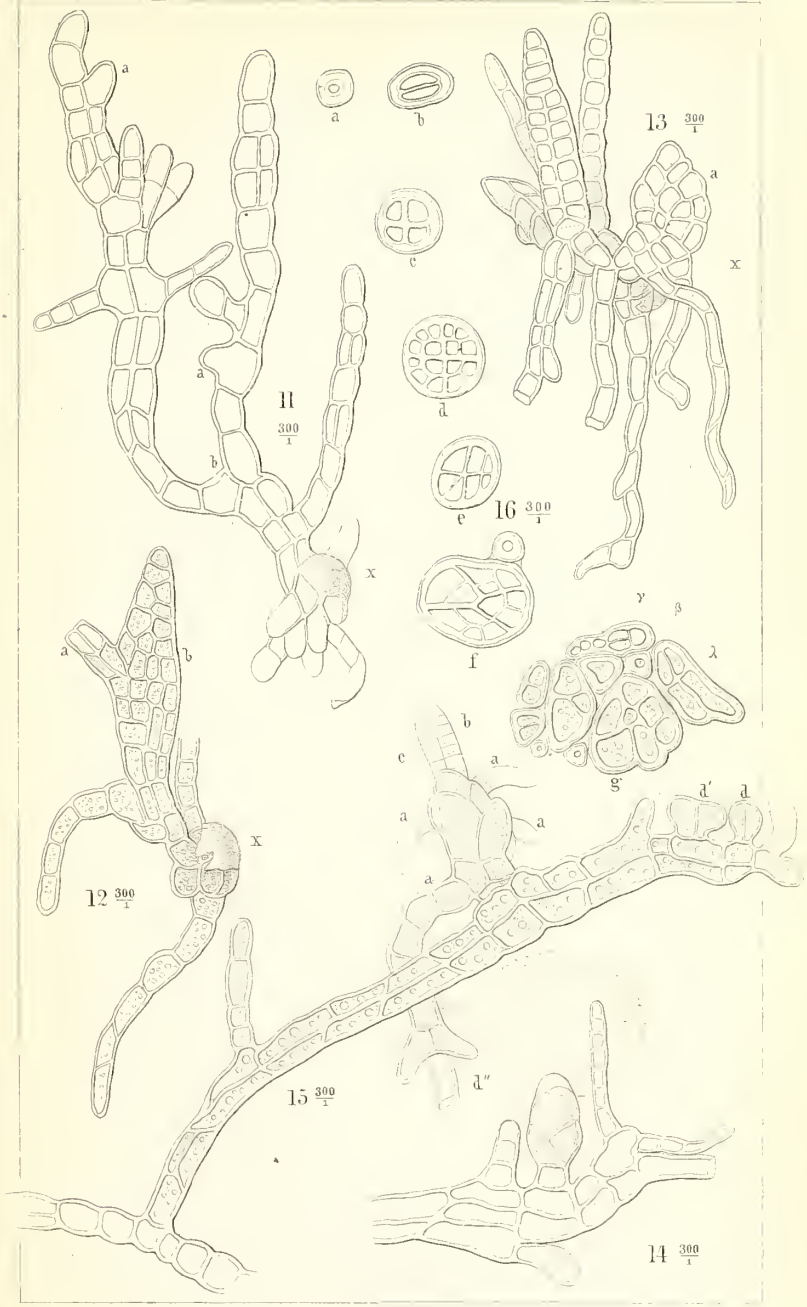
Fig. 15. Die zur Ruhe gekommene Schwärmspore rundet sich ab.

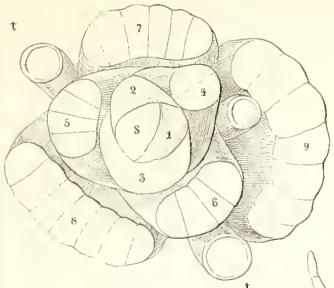
Fig. 16. Ruhezustand der Gloeocystis.

Die Figuren von 2—16 sind 500 mal vergrössert.

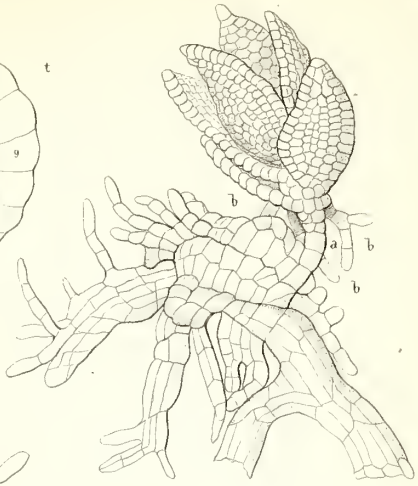
Druck von G. Pätz in Naumburg a/S.


1 300/1
a
b
c
d
d'
e
a'
a''
a'''
a''''
2 300/1
s
3 300/1
x
4 300/1
7 300/1
6 300/1
x
5 300/1
x
m
10 200/1
a
8 300/1
c
b
2
5
4
1
9
b
a

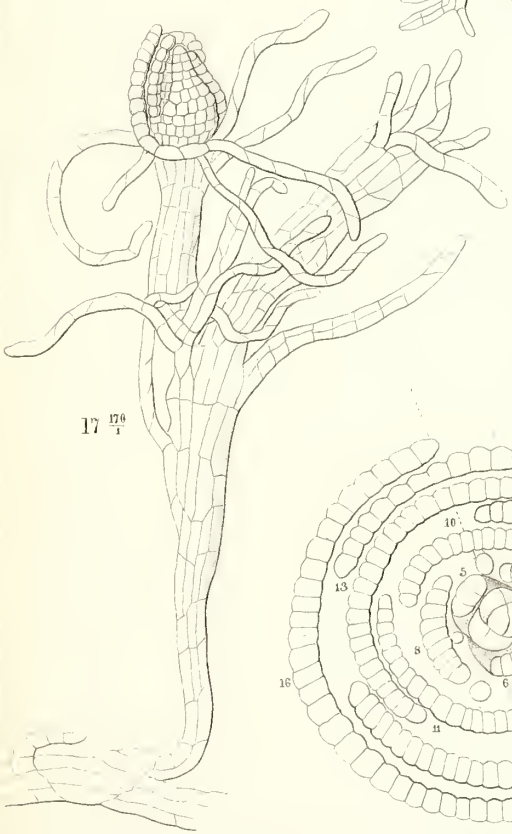

a
a
a
b
11 300/1
x
a
b
c
d
e
f
16 300/1
13 300/1
a
x
γ
β
λ
g
12 300/1
a
b
x
b
c
a
a
a
a
d′
d
d″
15 300/1
14 300/1



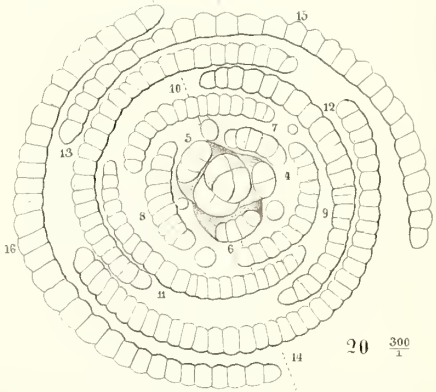
19 $\frac{800}{1}$



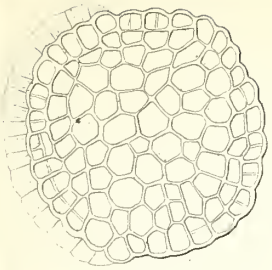
18 $\frac{170}{1}$



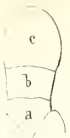
17 $\frac{170}{1}$



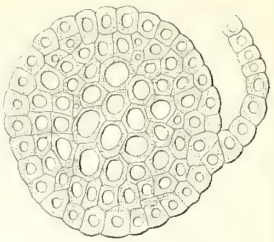
20 $\frac{300}{1}$



21 $\frac{250}{1}$



24 $\frac{500}{1}$



22 $\frac{250}{1}$

A

23

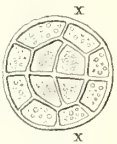
C.

B

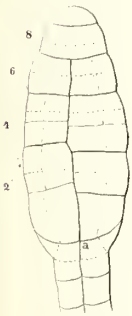
A

B

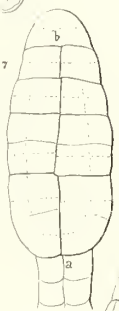
25 $\frac{500}{1}$



30 $\frac{500}{1}$

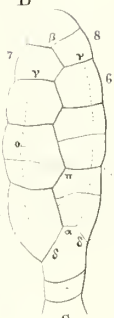


A

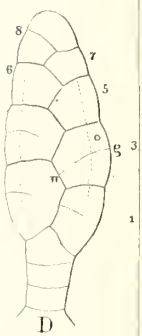


B

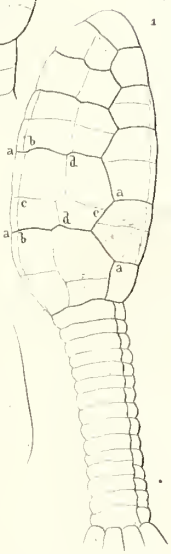
26 $\frac{500}{1}$

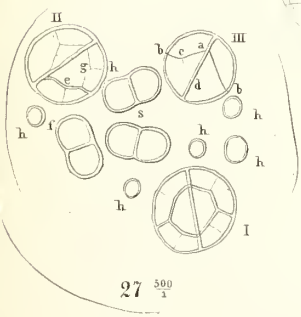


C



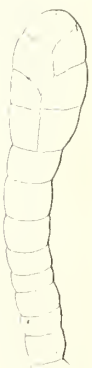
D



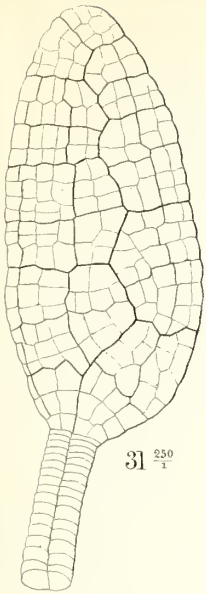


27 $\frac{500}{1}$

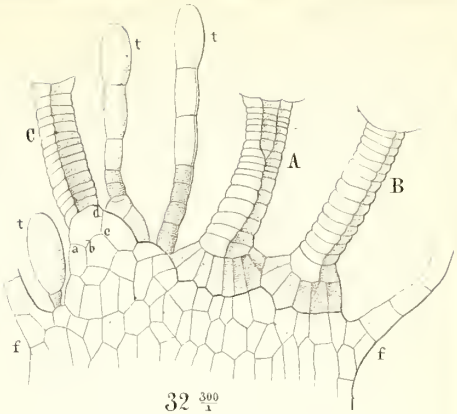
29 $\frac{500}{1}$



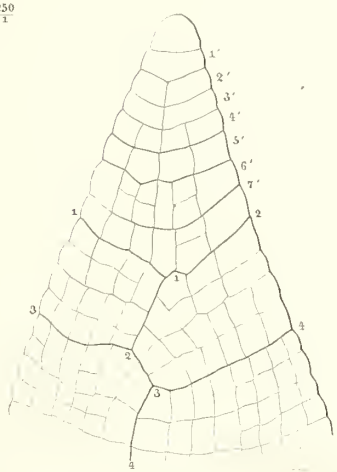
28 $\frac{500}{1}$



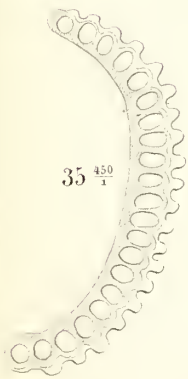
31 $\frac{250}{1}$



32 $\frac{300}{1}$



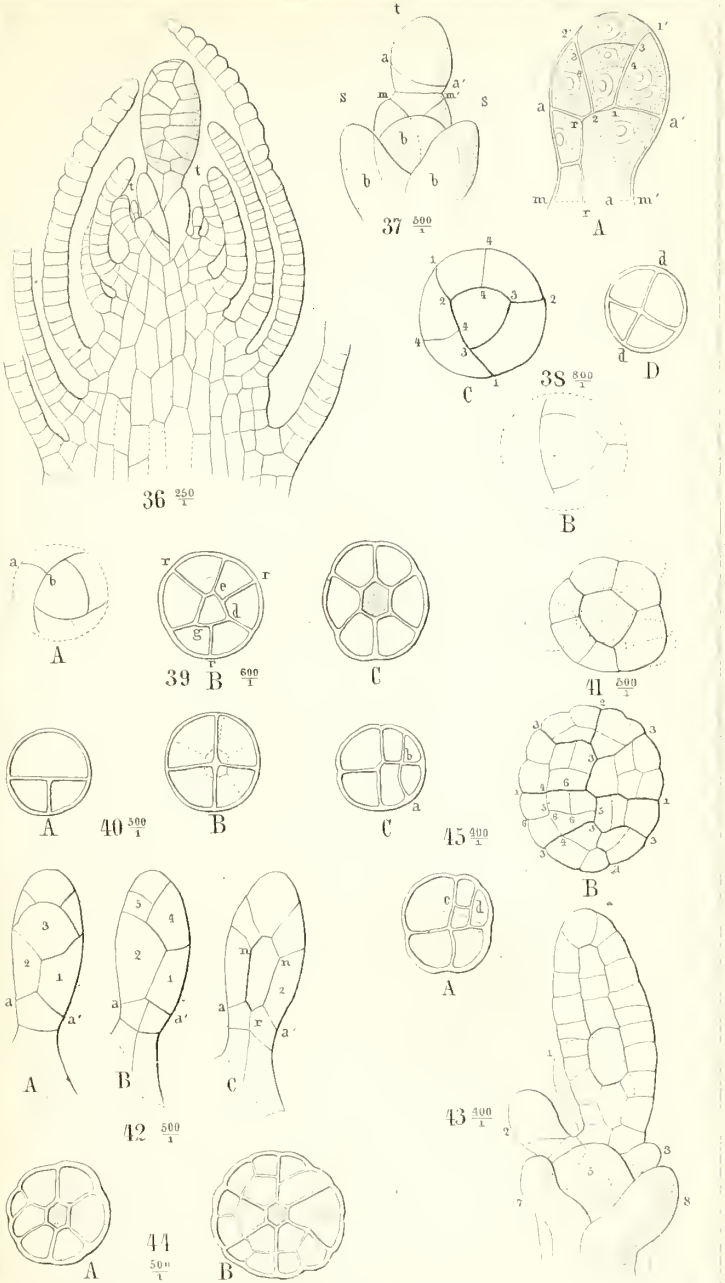
34 $\frac{500}{1}$

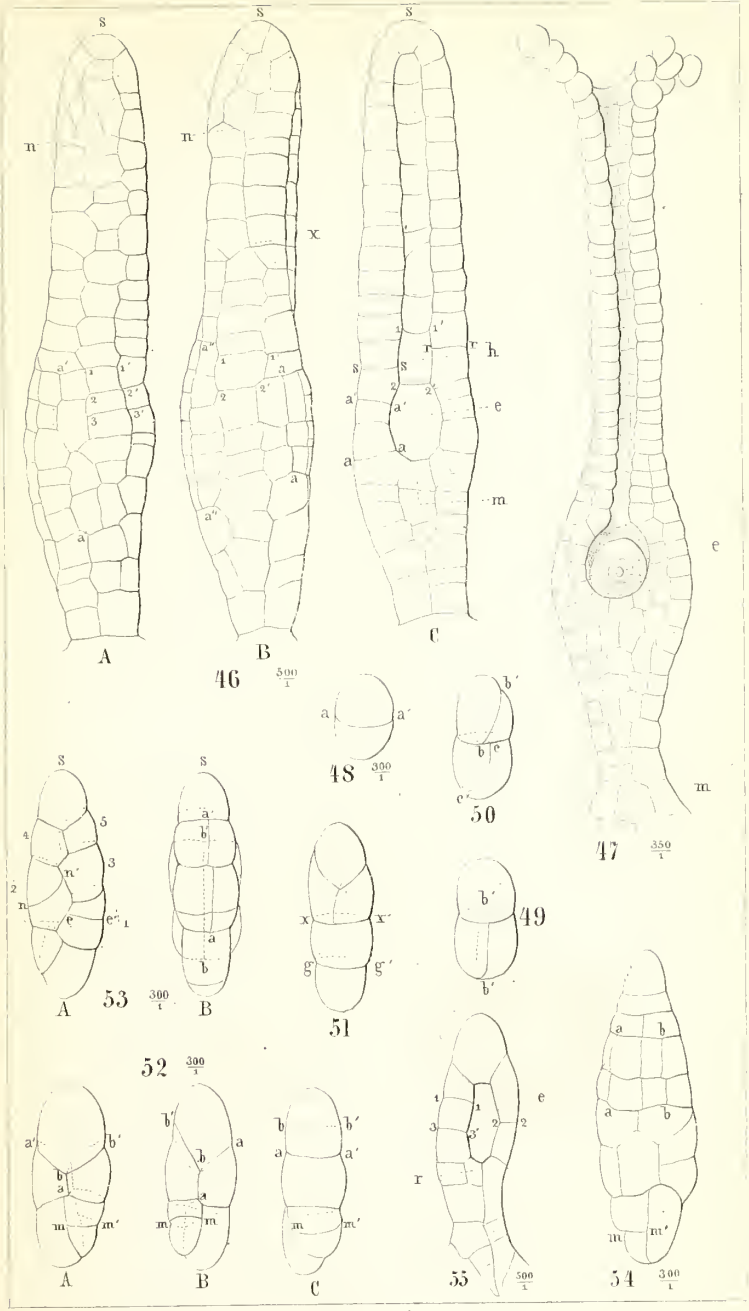


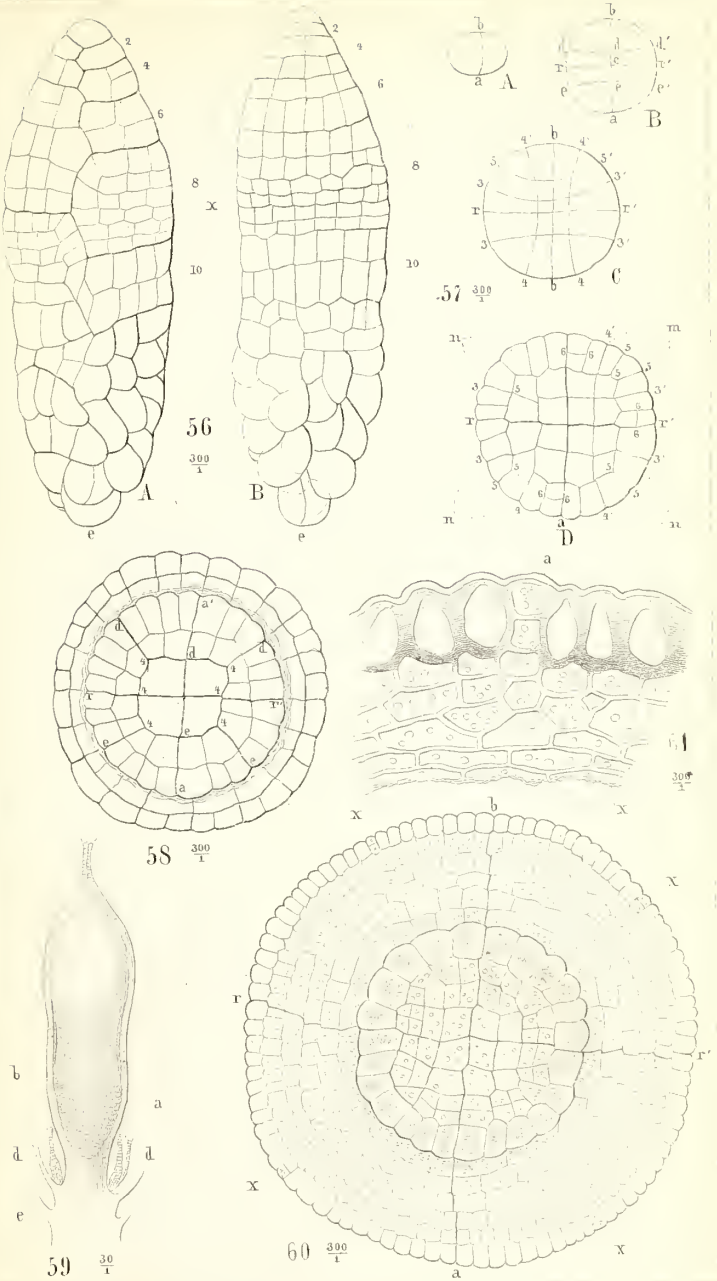
35 $\frac{450}{1}$

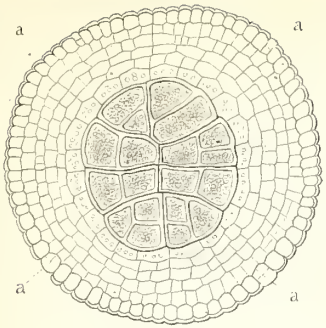
33 $\frac{500}{1}$

BRITISH MUSEUM

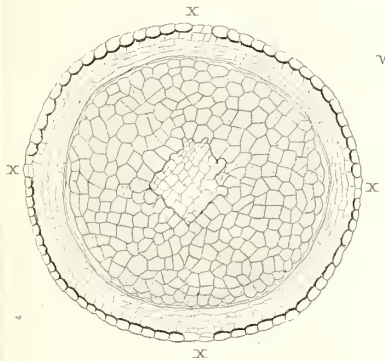

36 250/1
37 500/1
A
38 800/1
C
D
B
A
39 B 600/1
C
41 500/1
A
40 500/1
B
C
45 400/1
B
A
42 500/1
A
B
C
43 400/1
44 500/1
A
B


A
B
C
46 500/1
47 350/1
48 300/1
50
49
51
52 300/1
53 300/1
55 500/1
54 300/1

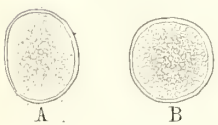

56 300/1
57 300/1
58 300/1
59 30/1
60 300/1
61 300/1



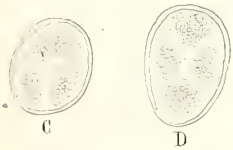
62 $\frac{160}{1}$

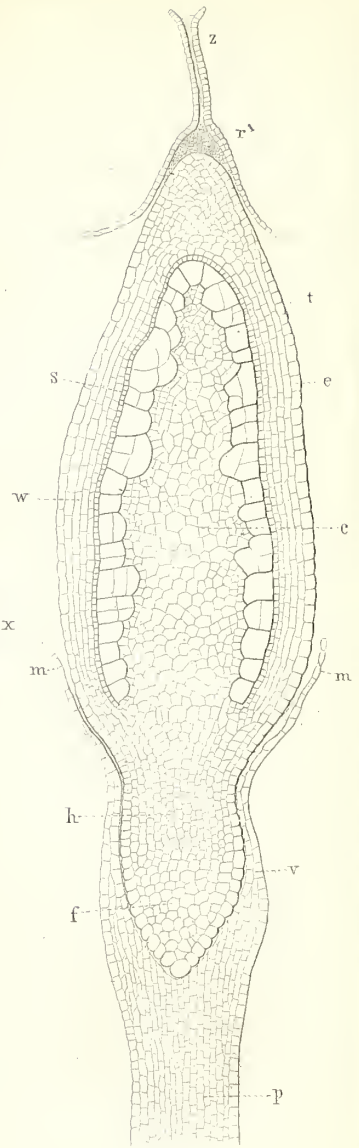


64 $\frac{80}{1}$

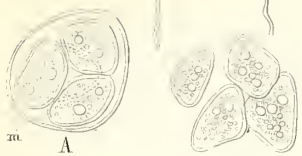


65 $\frac{400}{1}$





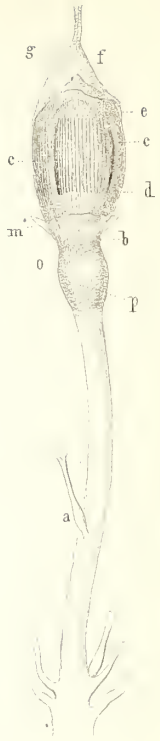
63 $\frac{80}{1}$



66 $\frac{400}{1}$

69 $\frac{25}{1}$

68 $\frac{25}{1}$



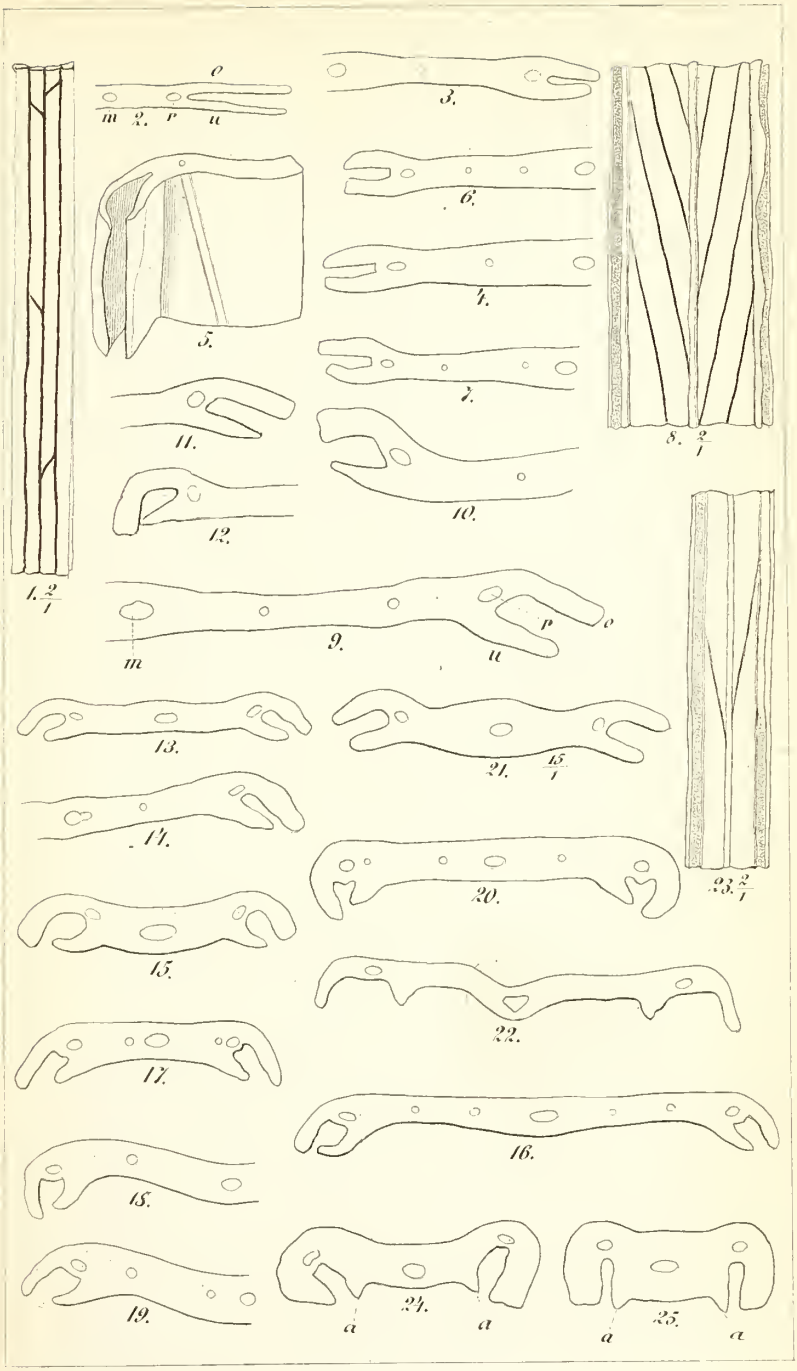
67 $\frac{25}{1}$

70 $\frac{300}{1}$

A

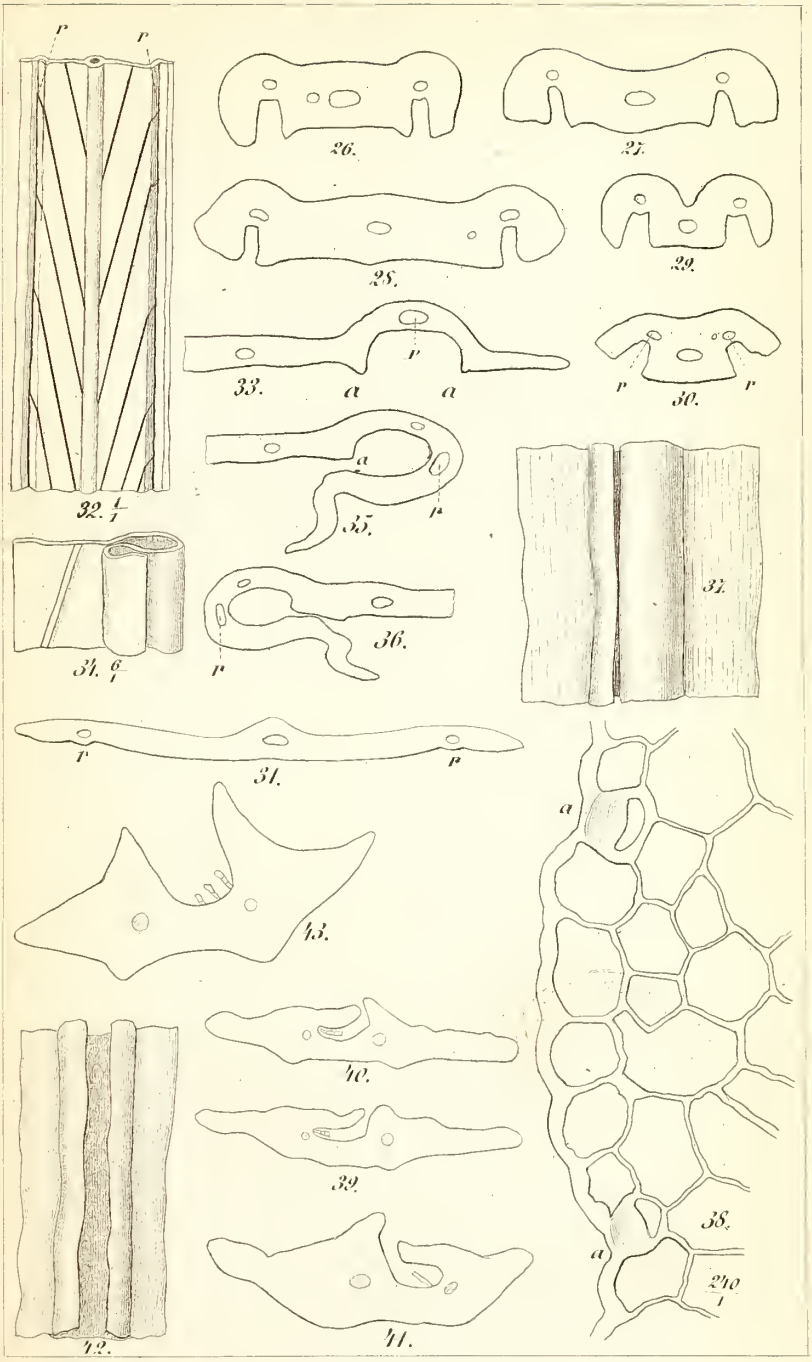
71

B

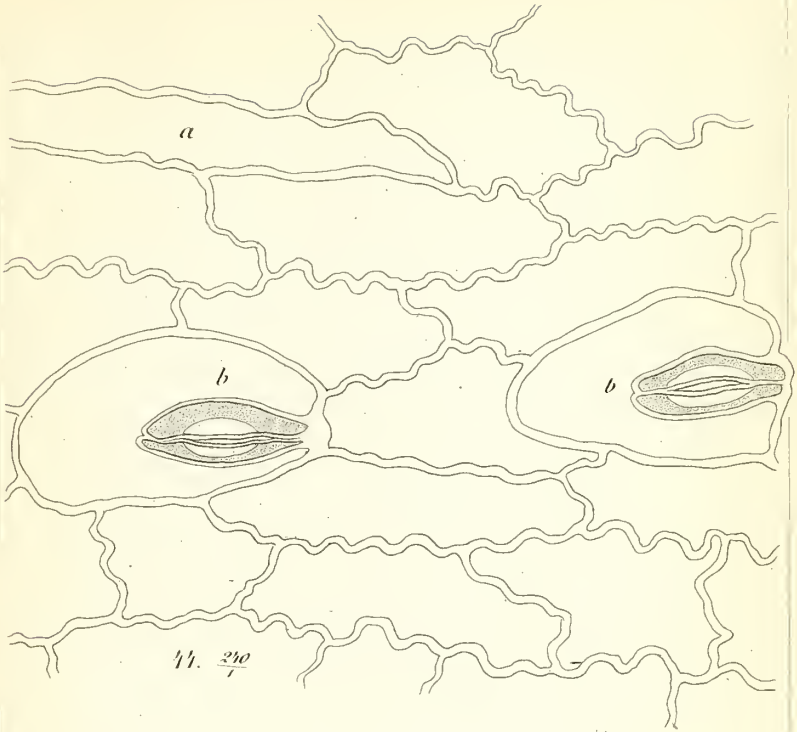


Luerssen del.

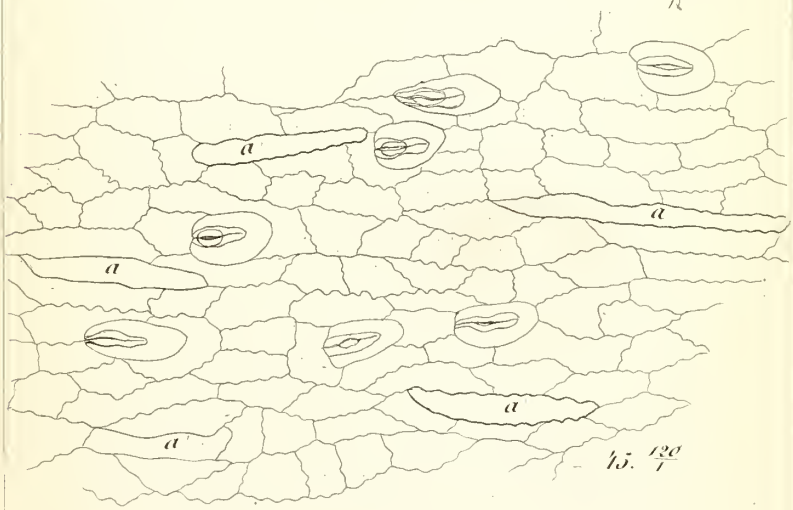
MUSEUM



Luerssen del.



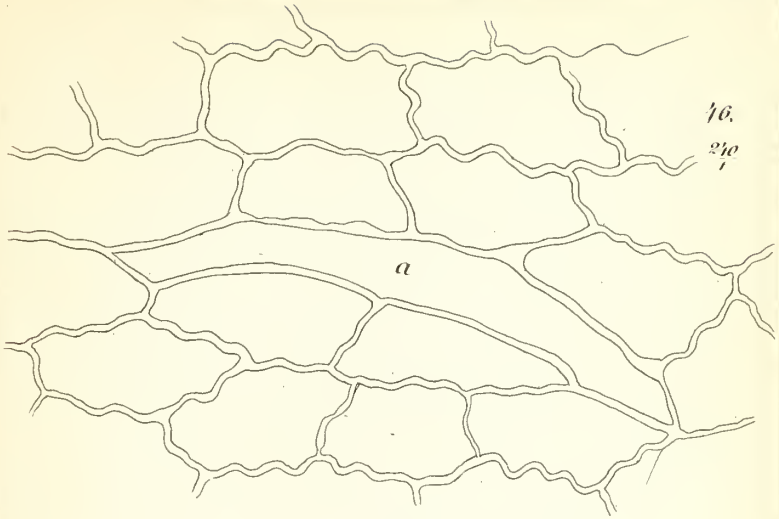
44. $\frac{240}{1}$

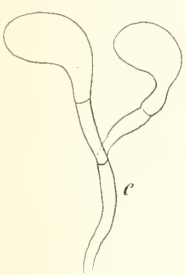


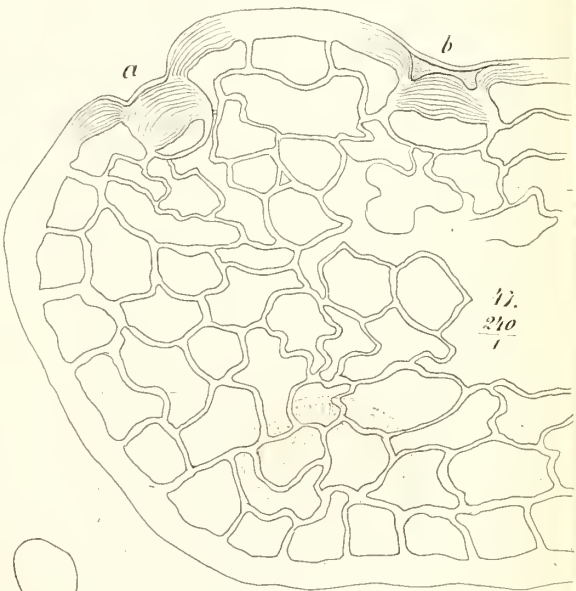
45. $\frac{120}{1}$

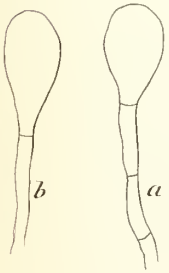
Luerßen del.

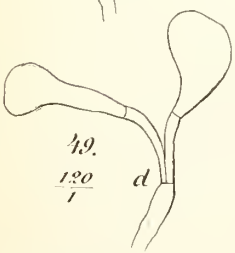
BRITISH MUSEUM

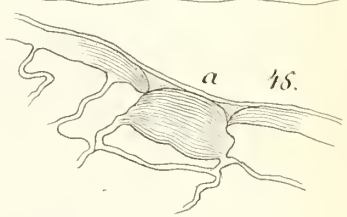






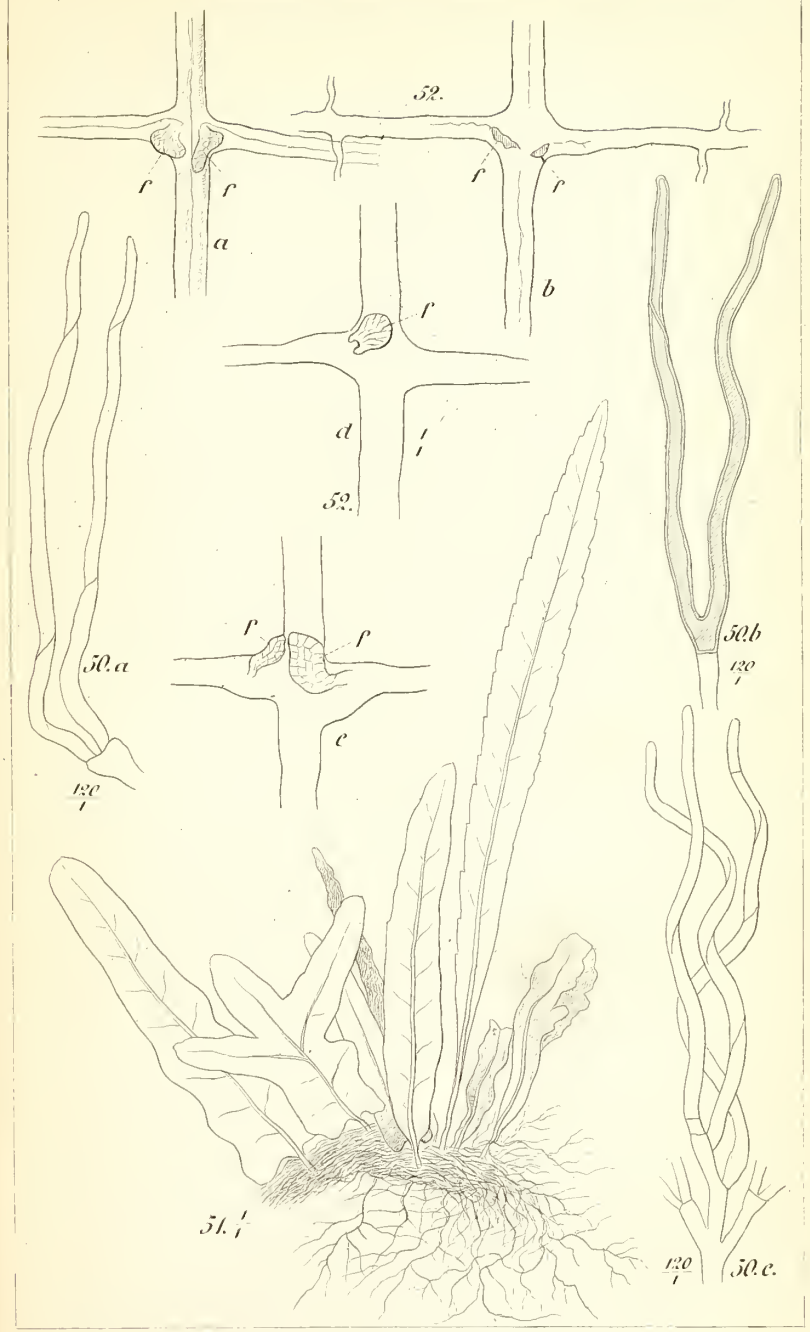




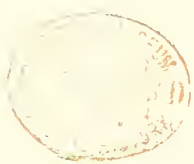


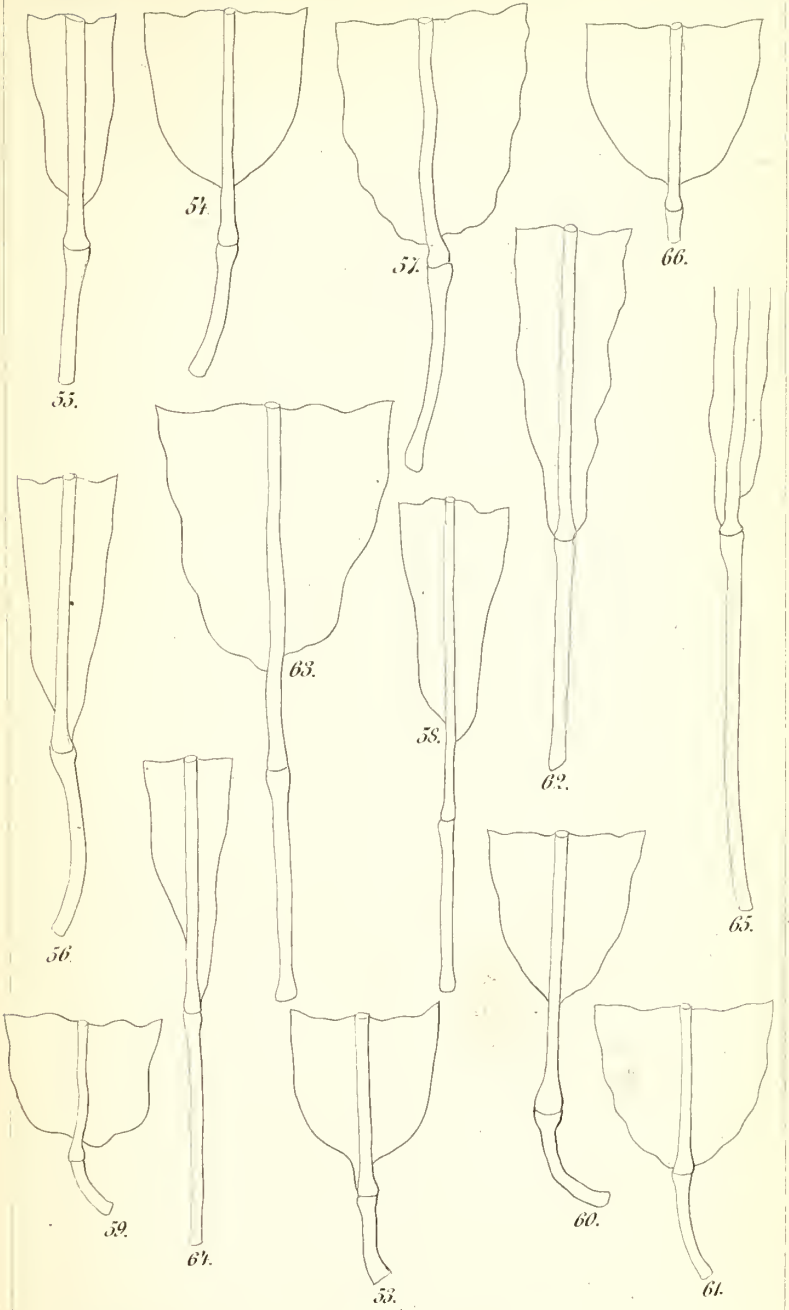
Luerßen del.

BRITISH MUSEUM
S D

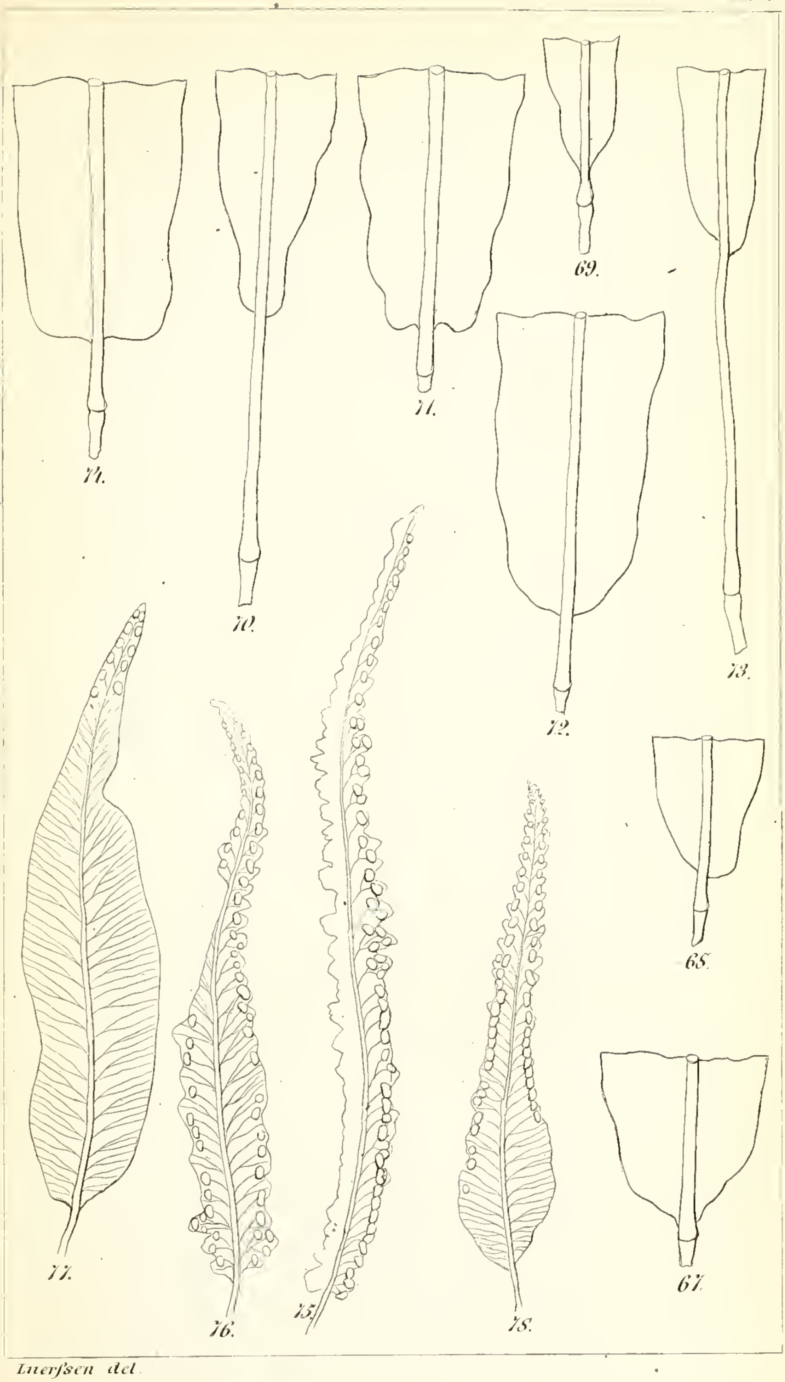


Luerssen del.





Luerssen del.



Luerssen del.

1.

3.

2.

BRITISH MUSEUM

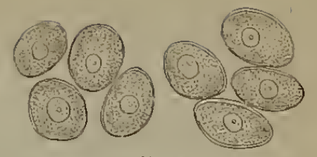
3.

2.

1.

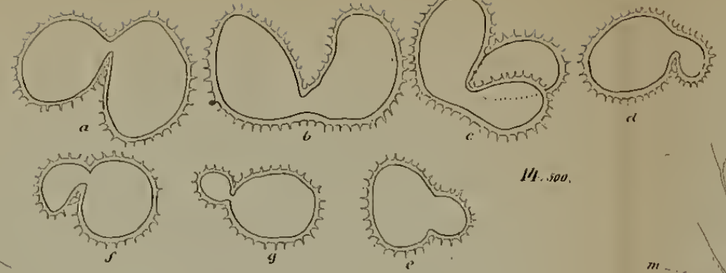
BRITISH MUSEUM

9. 500.



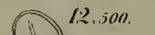
11. 500.

4. 240.

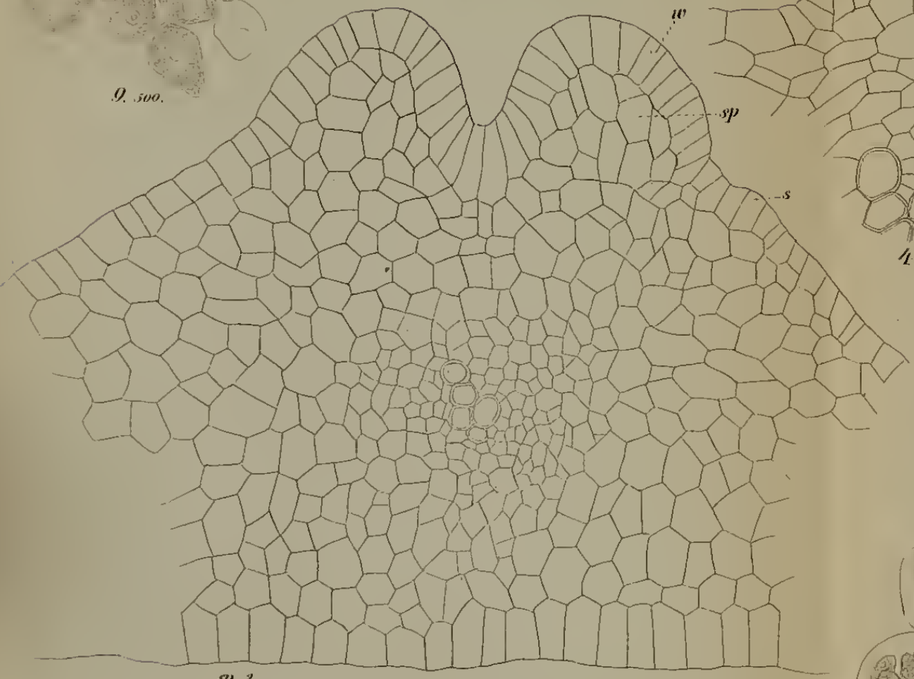


14. 500.

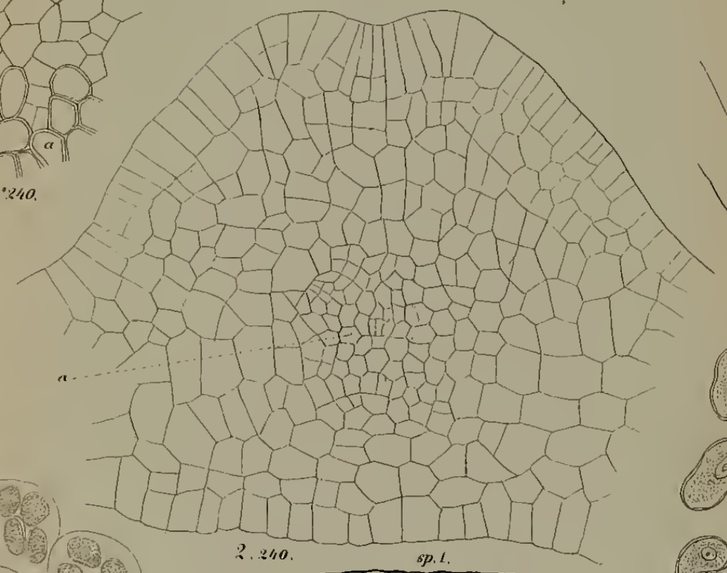
8. 500.



12. 500.



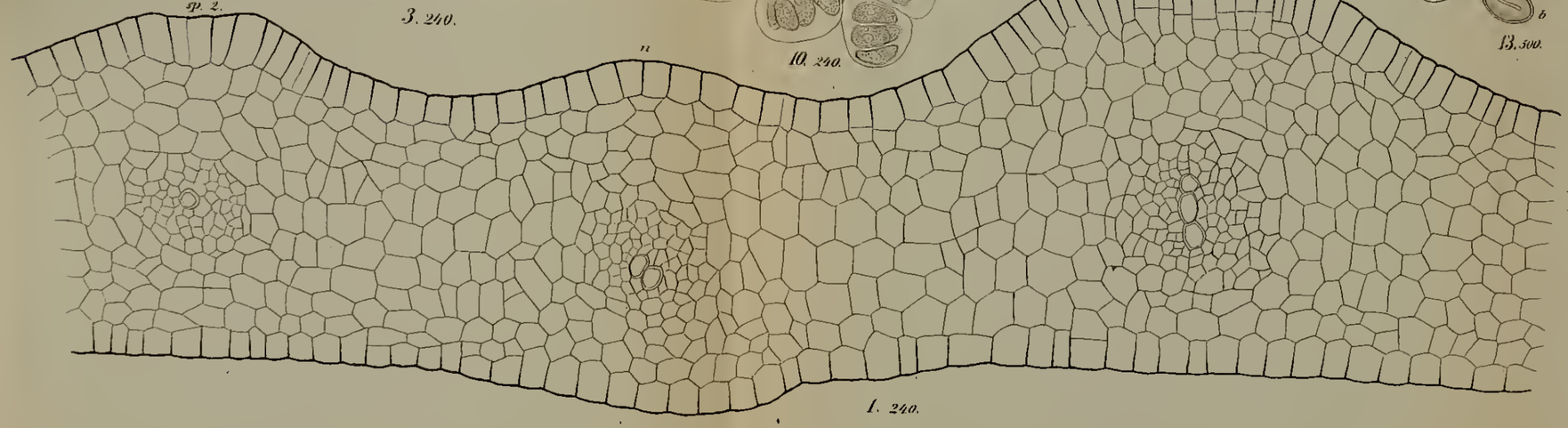
3. 240.



2. 240.

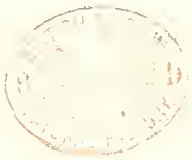
13. 500.

10. 240.



1. 240.

5. 240.



6. 120.

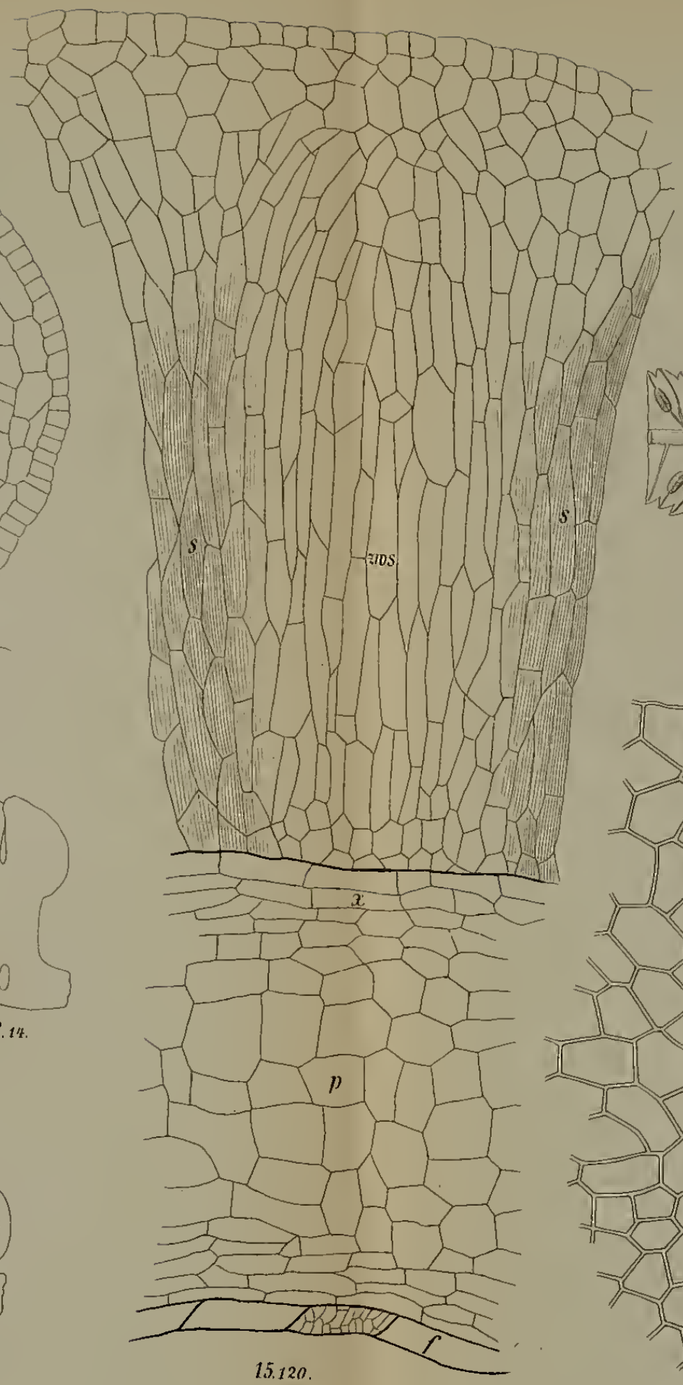
22. 14.

18. 14.

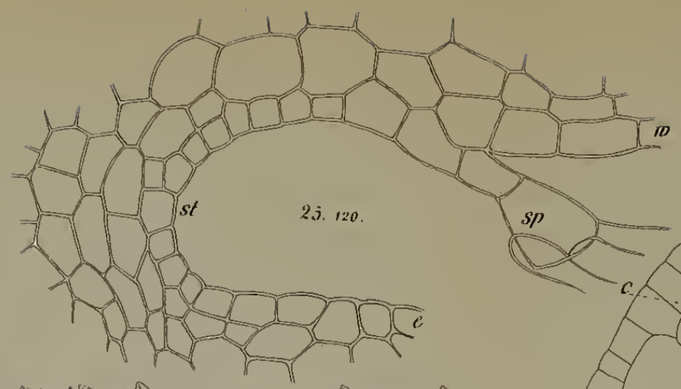
21. 14.

19. 14.

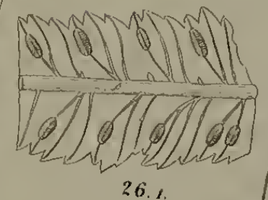
20. 14.



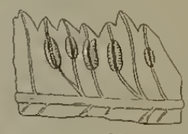
15. 120.



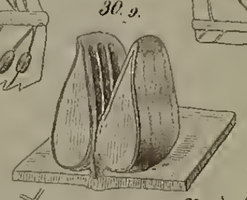
25. 120.



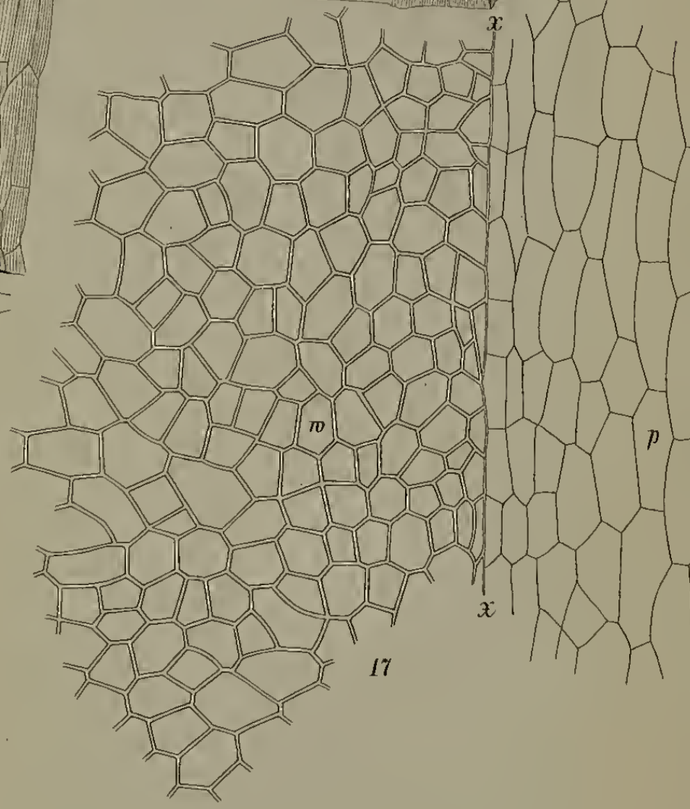
26. 1.



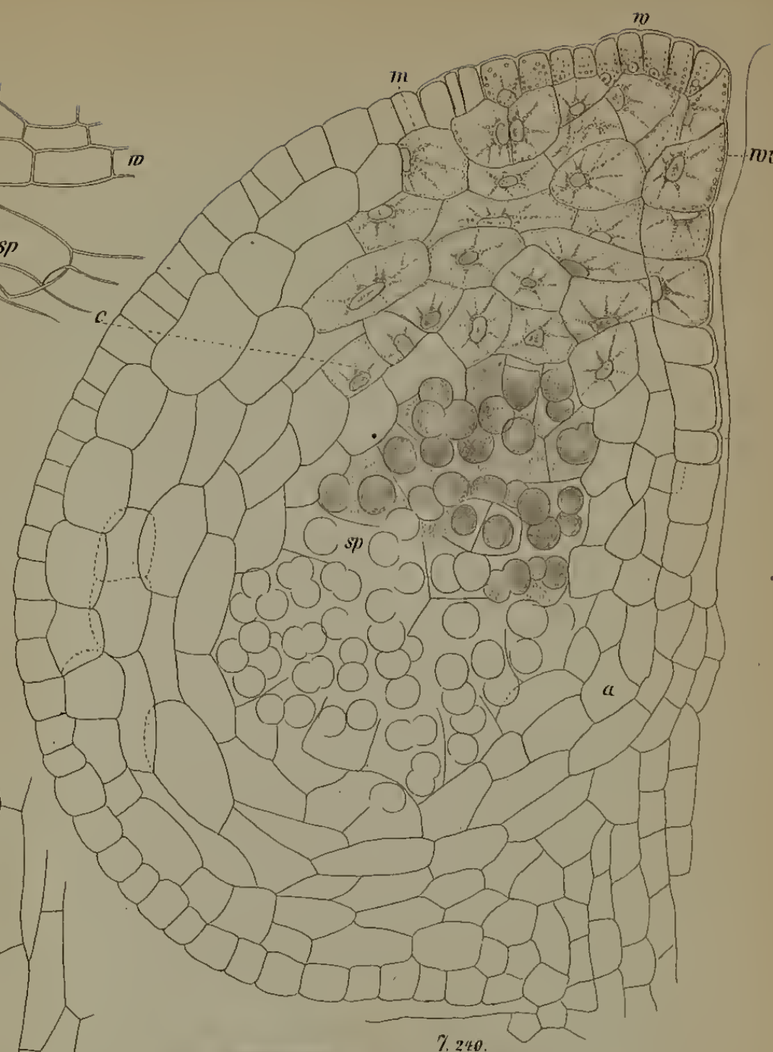
29. 1.



30. 9.

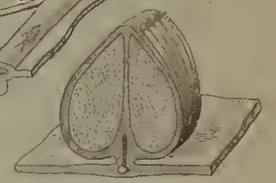


17



7. 240.

27. 6.



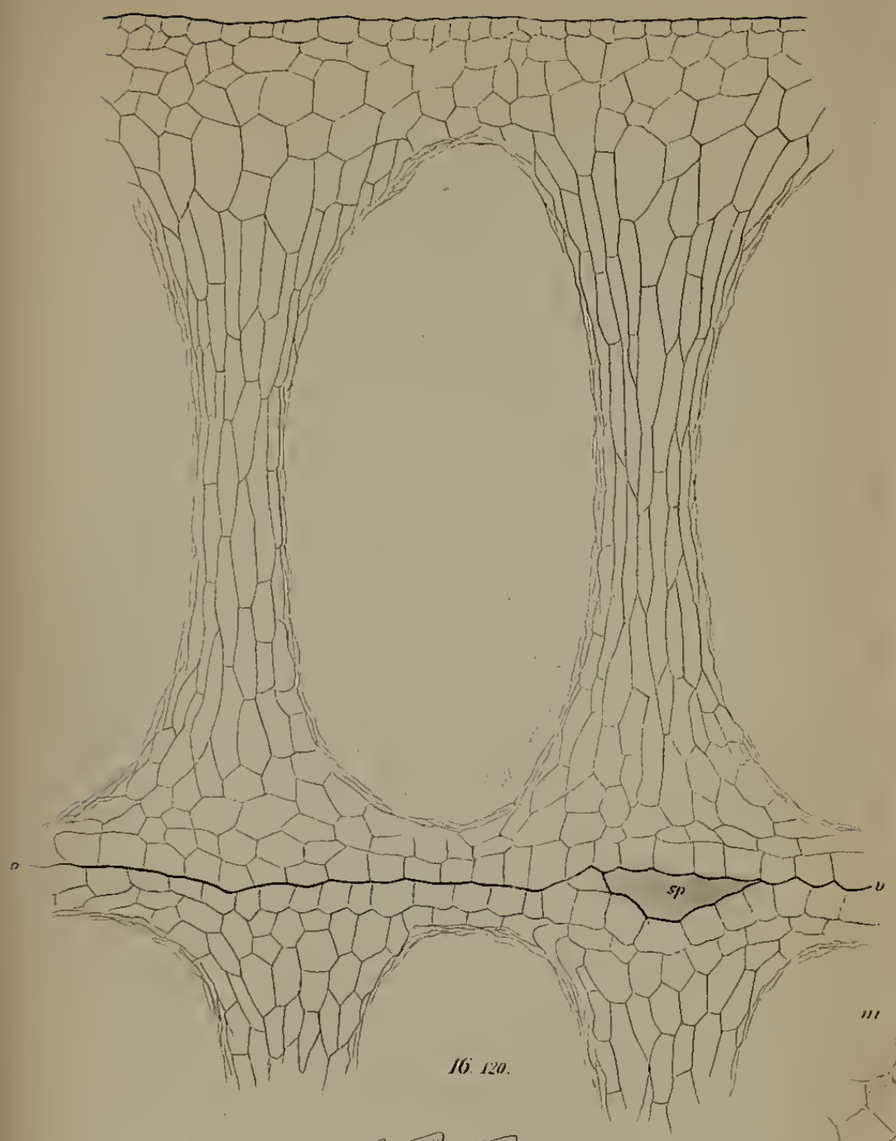
28. 9.

32. 9.

31. 9.

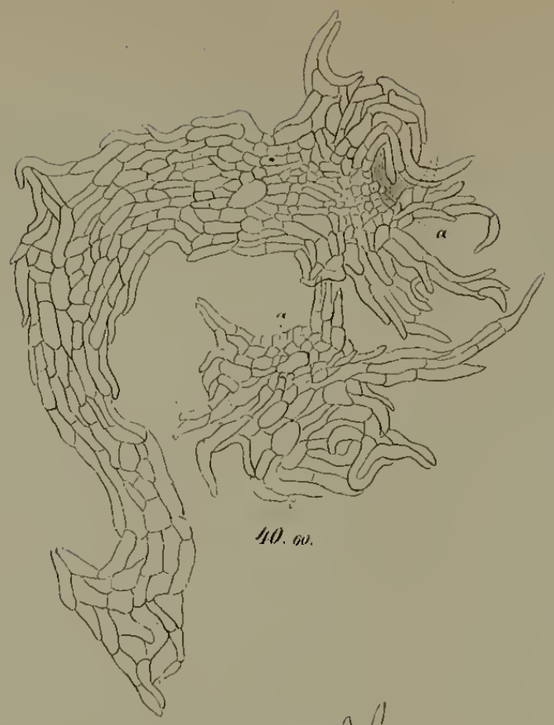
Luerßen del.

Lith. v. Breitkopf & Härtel, Leipzig.

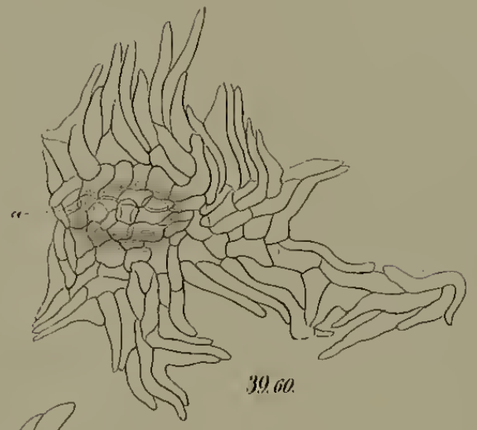


16. 120.

24. 120.



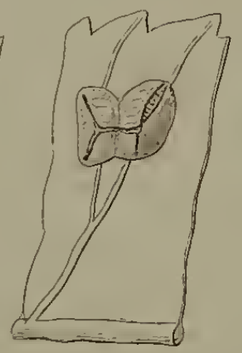
40. 60.



39. 60.

23. 120.

33. 4.



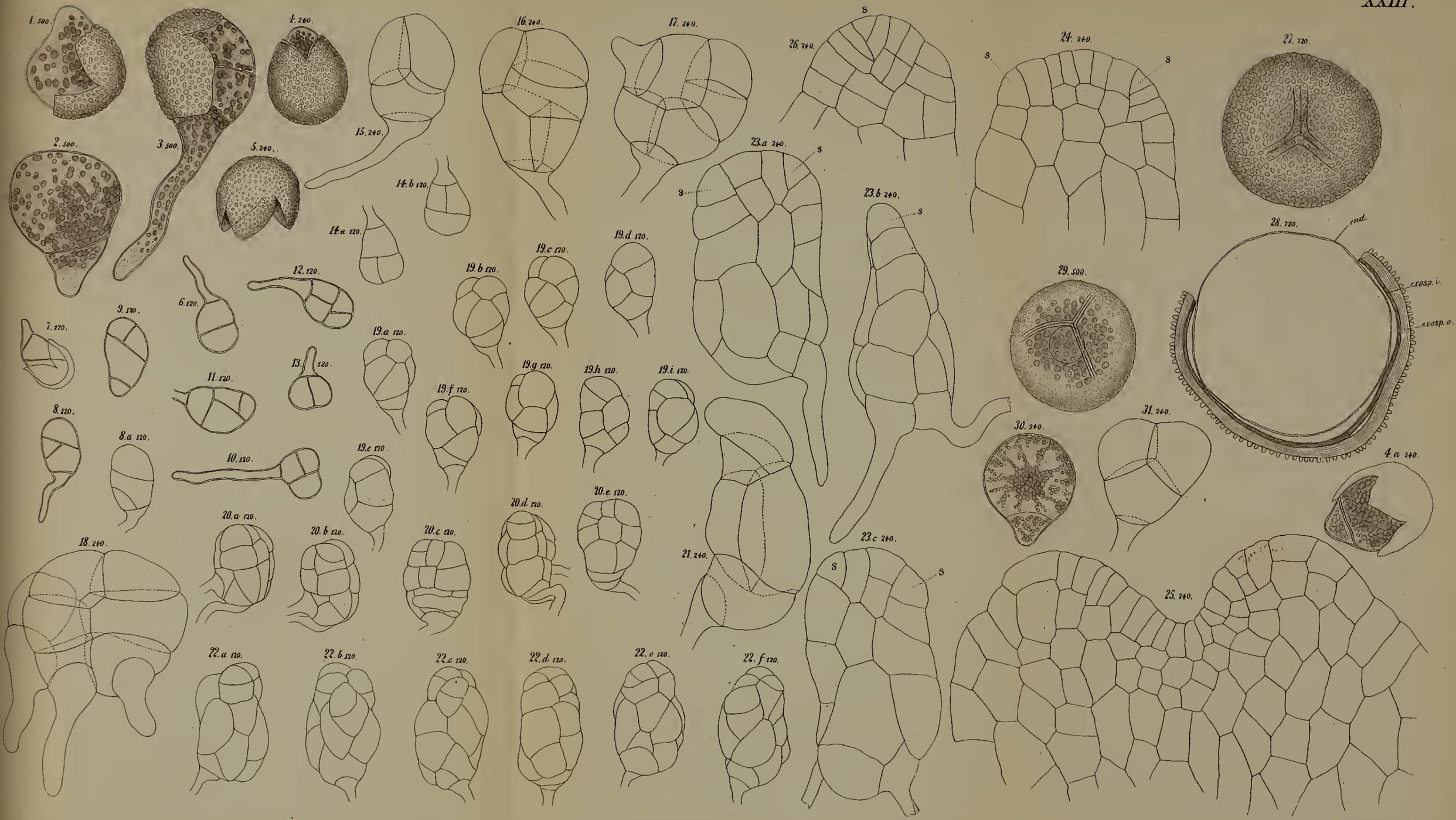
34. 4.

35. 4.

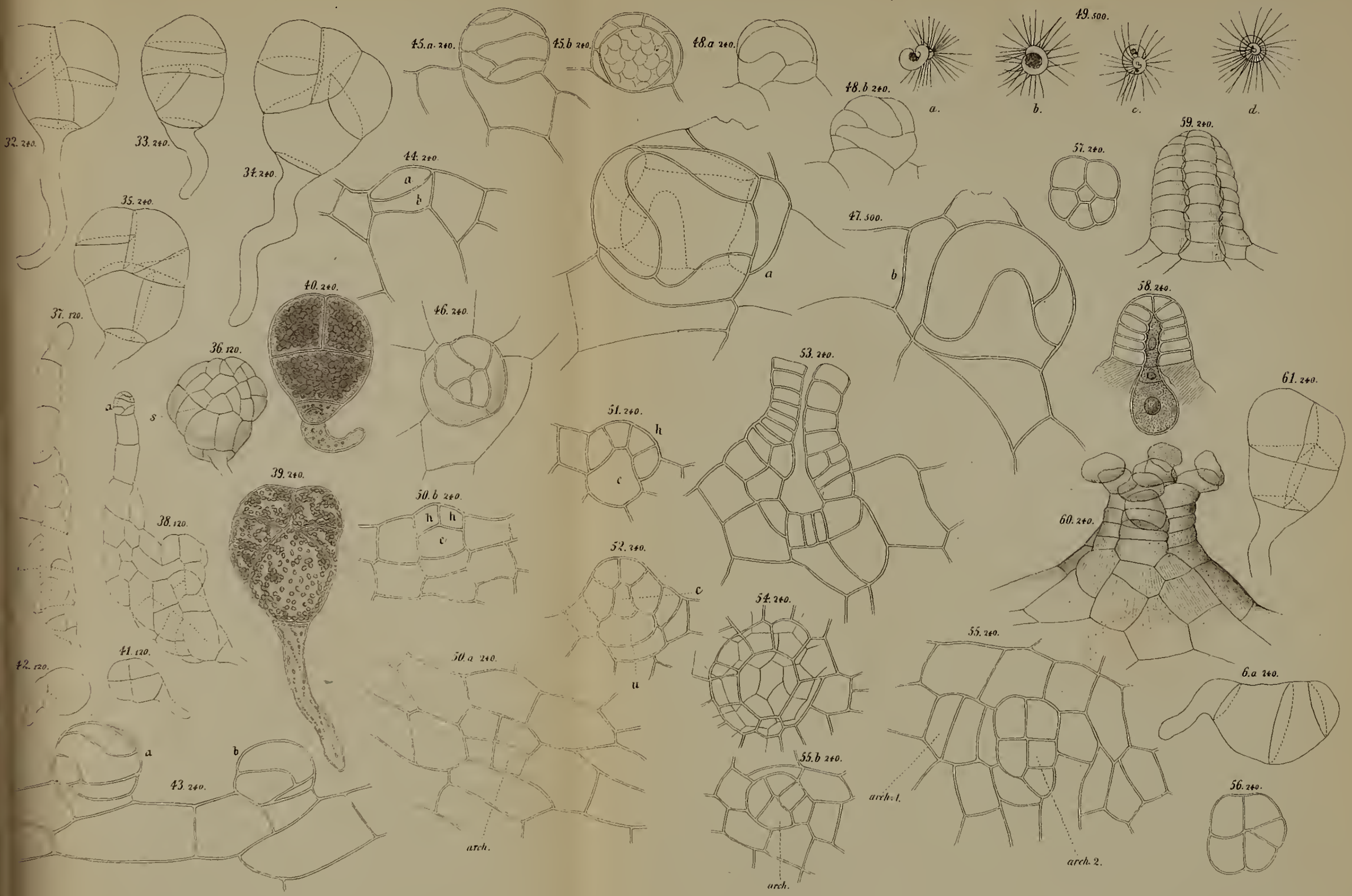
38. 60.

37. 18.

36. 3.


1. 500.
2. 500.
3. 500.
4. 240.
5. 240.
6. 120.
7. 120.
8. 120.
8.a 120.
9. 120.
10. 120.
11. 120.
12. 120.
13. 120.
14. 120.
14.a 120.
14.b 120.
15. 240.
16. 240.
17. 240.
18. 240.
19.a 120.
19.b 120.
19.c 120.
19.d 120.
19.e 120.
19.f 120.
19.g 120.
19.h 120.
19.i 120.
20.a 120.
20.b 120.
20.c 120.
20.d 120.
20.e 120.
21. 240.
22.a 120.
22.b 120.
22.c 120.
22.d 120.
22.e 120.
22.f 120.
23.a 240.
23.b 240.
23.c 240.
24. 240.
25. 240.
26. 240.
27. 120.
28. 120.
29. 500.
30. 240.
31. 240.
4.a 240.
s
md.
exosp. i.
exosp. a.

BRITISH MUSEUM


32. 240.
33. 240.
34. 240.
35. 240.
36. 120.
37. 120.
38. 120.
39. 240.
40. 240.
41. 120.
42. 120.
43. 240.
44. 240.
45. a. 240.
45. b 240.
46. 240.
47. 500.
48. a 240.
48. b 240.
49. 500.
50. a 240.
50. b 240.
51. 240.
52. 240.
53. 240.
54. 240.
55. 240.
55. b 240.
56. 240.
57. 240.
58. 240.
59. 240.
60. 240.
61. 240.
6. a 240.
a.
b.
c.
d.
arch.
arch. 1.
arch. 2.

Georg Lohde del. Lith.v Breitkopf & Hartel.